



OATAO is an open access repository that collects the work of Toulouse researchers and makes it freely available over the web where possible

This is an author's version published in: <https://oatao.univ-toulouse.fr/27444/>

Martin, Morgane . *Reproduction en captivité chez les éléphants d'Afrique et d'Asie de l'accouplement au sevrage*. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2020, 199 p.

Any correspondence concerning this service should be sent to the repository administrator: tech-oatao@listes-diff.inp-toulouse.fr

REPRODUCTION EN CAPTIVITE CHEZ LES ELEPHANTS D'AFRIQUE ET D'ASIE : DE L'ACCOUPEMENT AU SEVRAGE

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

*présentée et soutenue publiquement
devant l'université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

MARTIN MORGANE
Née, le 17/08/1989 à MONTLUCON (03)

Directeur de thèse : Mme Sylvie CHASTANT

JURY

PRESIDENT :

M. Jean PARINAUD

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :

Mme Sylvie CHASTANT

Mme Nicole HAGEN-PICARD

Professeure à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

Professeure à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

MEMBRE INVITE :

Mme Sylvie CLAVEL

Docteur vétérinaire, parc zoologique African Safari, PLAISANCE DU TOUCH

REPRODUCTION EN CAPTIVITE CHEZ LES ELEPHANTS D'AFRIQUE ET D'ASIE : DE L'ACCOUPEMENT AU SEVRAGE

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

*présentée et soutenue publiquement
devant l'université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

MARTIN MORGANE
Née, le 17/08/1989 à MONTLUCON (03)

Directeur de thèse : Mme Sylvie CHASTANT

JURY

PRESIDENT :

M. Jean PARINAUD

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :

Mme Sylvie CHASTANT

Mme Nicole HAGEN-PICARD

Professeure à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

Professeure à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

MEMBRE INVITE :

Mme Sylvie CLAVEL

Docteur vétérinaire, parc zoologique African Safari, PLAISANCE DU TOUCH

**Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation
ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE DE TOULOUSE**

Directeur: Professeur Pierre SANS

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Pharmacologie - Thérapeutique*
- Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la Reproduction*
- Mme **CLAUW Martine**, *Pharmacie-Toxicologie*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistiques, Modélisation*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie Pathologique*
- M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
- Mme **AYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*
- M. **PETIT Claude**, (Emérite) - *Pharmacie et Toxicologie*
- M. **SHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

PROFESSEURS 1° CLASSE

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des aliments*
- Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*
- M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des aliments d'Origine animale*
- Mme **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie Vétérinaire*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootecnie*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **GUERIN Jean-Luc**, *Aviculture et pathologie aviaire*
- Mme **HAGEN-PICARD, Nicole**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Biologie Médicale Animale et Comparée*

PROFESSEURS 2° CLASSE

- Mme **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
- Mme **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
- Mme **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologique, animaux d'élevage*
- Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
- M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des Ruminants*
- Mme **MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation*
- M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*
- Mme **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles et porcins*
- M. **RABOISSON Didier**, *Médecine de population et Économie de la santé animale*

PROFESSEURS CERTIFIES DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE

- Mme **MICHAUD Françoise**, *Professeur d'Anglais*
- M. **SEVERAC Benoît**, *Professeur d'Anglais*

MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE

- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*
- Mme **CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*

- M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
- M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*
- M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
- Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*
- M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et Infectiologie*

MAITRES DE CONFERENCES (classe normale)

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
- Mme **BENNIS-BRET Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
- Mme **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
- Mme **BOUHSIRA Emilie**, *Parasitologie, maladies parasitaires*
- M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
- M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **DANIELS Hélène**, *Immunologie- Bactériologie-Pathologie infectieuse*
- Mme **DAVID Laure**, *Hygiène et Industrie des aliments*
- Mme **DEVIERS Alexandra**, *Anatomie-Imagerie*
- M. **DIDIMO IMAZAKI Pedro**, *Hygiène et Industrie des aliments*
- M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophtalmologie vétérinaire et comparée*
- Mme **FERRAN Aude**, *Physiologie*
- Mme **GRANAT Fanny**, *Biologie médicale animale*
- Mme **JOURDAN Géraldine**, *Anesthésie - Analgésie*
- Mme **LALLEMAND Elodie**, *Chirurgie des Equidés*
- Mme **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
- M. **LE LOC'H Guillaume**, *Médecine zoologique et santé de la faune sauvage*
- M. **HERMIE Guillaume**, *Economie de la santé animale*
- M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
- Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie Chirurgicale*
- Mme **MILA Hanna**, *Elevage des carnivores domestiques*
- M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
- Mme **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
- M. **VERGNE Timothée**, *Santé publique vétérinaire – Maladies animales réglementées*
- Mme **WASET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

CHARGES D'ENSEIGNEMENT CONTRACTUELS

- M. **BOLON Pierrick**, *Production et pathologie aviaire*
- M. **LEYNAUD Vincent**, *Médecine interne*
- Mme **ROBIN Marie-Claire**, *Ophtalmologie*
- Mme **TOUSSAIN Marion**, *Pathologie des équidés*

ENSEIGNANT DE PREMIERE ANNEE COMMUNE AUX ETUDES VETERINAIRES

- Mme **GAUCHARD Cécile**, *Biologie-écologie-santé*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

- Mme **BLONDEL Margaux**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
- M. **CARTIAUX Benjamin**, *Anatomie-Imagerie médicale*
- M. **COMBARROS-GARCIA Daniel**, *Dermatologie vétérinaire*
- M. **GAIDE Nicolas**, *Histologie, Anatomie Pathologique*
- M. **JOUSSERAND Nicolas**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
- M. **LESUEUR Jérémy**, *Gestion de la santé des ruminants – Médecine collective de précision*
- M. **TOUITOU Florian**, *Alimentation animale*

À Monsieur Jean PARINAUD,

Professeur des Universités

Praticien hospitalier

Reproduction

Qui nous a fait l'honneur d'accepter la résidence de notre jury de thèse.

Hommage respectueux.

À Madame Sylvie CHASTANT- MAILLARD,

Professeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Pathologie de la reproduction

Qui nous a fait l'honneur d'encadrer ce travail.

Sincères remerciements.

À Madame Nicole HAGEN-PICARD,

Professeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Pathologie de la reproduction

Qui nous a fait l'honneur de participer à notre jury de thèse.

Sincères remerciements.

À Madame Sylvie CLAVEL,

Docteur vétérinaire

Parc Zoologique African Safari, Plaisance du Touch

Qui nous a guidée tout au long de ce travail.

En témoignage de notre sincère reconnaissance.

TABLE DES MATIERES

TABLE DES MATIERES.....	9
LISTE DES FIGURES.....	13
LISTE DES TABLEAUX.....	19
PARTIE 1 : PRESENTATION DES ELEPHANTS D'AFRIQUE ET D'ASIE.....	23
I. TAXONOMIE.....	25
A. Classification actuelle.....	25
B. Controverses et études récentes.....	27
II. CARACTERISTIQUES MORPHOLOGIQUES.....	27
A. Différences morphologiques entre éléphant d'Afrique (<i>Loxodonta africana</i>) et éléphant d'Asie (<i>Elephas maximus</i>).....	27
B. Différences morphologiques entre éléphant des savanes d'Afrique (<i>Loxodonta africana</i>) et éléphant des forêts (<i>Loxodonta cyclotis</i>).....	29
C. Différences morphologiques entre les sous-espèces d'éléphant d'Asie (<i>Elephas maximus</i>).....	29
III. REPARTITION GEOGRAPHIQUE ET EFFECTIFS.....	30
A. Situation en Afrique.....	30
B. Situation en Asie.....	33
IV. MENACES SUR LES ELEPHANTS IN-SITU.....	35
A. Menaces pour les éléphants.....	35
B. Conservation des éléphants à l'échelle mondiale.....	38
V. CAPTIVITE DES ELEPHANTS ET CONSERVATION EX-SITU.....	41
A. Historique de la captivité des éléphants.....	41
B. Intérêt de l'élevage en captivité : conservation <i>ex-situ</i>	44
C. Difficultés de l'élevage en captivité.....	45
PARTIE 2 : L' ELEPHANT MALE : ANATOMIE DU SYSTEME REPRODUCTEUR, CYCLE SEXUEL, COMPORTEMENT SEXUEL.....	47
I. ANATOMIE DU SYSTEME REPRODUCTEUR MALE.....	49
A. Organes pairs : des testicules aux glandes bulbo-urétrales.....	50
B. Organes pairs : de l'urètre au pénis.....	59
II. CYCLE SEXUEL CHEZ LE MALE.....	60
A. Age de maturité sexuelle.....	60
B. Endocrinologie du cycle sexuel.....	60
C. Comportement sexuel chez le mâle.....	66

PARTIE 3 : L' ELEPHANT FEMELLE : ANATOMIE DU SYSTEME REPRODUCTEUR, CYCLE SEXUEL, COMPORTEMENT SEXUEL.....	75
I. ANATOMIE DU SYSTEME REPRODUCTEUR FEMELLE.....	77
A. Organes pairs : des ovaires aux oviductes.....	77
B. Organes impairs : de l'utérus à la vulve.....	80
II. CYCLE SEXUEL CHEZ LA FEMELLE.....	84
A. Age de maturité sexuelle.....	84
B. Intervalles entre mises-bas.....	85
C. Caractéristiques du cycle sexuel.....	85
D. Endocrinologie du cycle sexuel.....	89
PARTIE 4 : ACCOUPLEMENT ET FECONDATION.....	98
I. LE MÂLE : PERIODE DE REPRODUCTION, RECOLTE DE LA SEMENCE.....	100
A. Récolte de la semence mâle.....	100
B. Évaluation de la semence.....	110
II. LA FEMELLE : PERIODE DE REPRODUCTION, INSEMINATION DE LA SEMENCE.....	115
A. Détermination du moment approprié à l'insémination.....	115
B. Mode de reproduction : naturel vs artificiel.....	118
PARTIE 5 : GESTATION.....	122
I. ANATOMIE ET BIOLOGIE DES ORGANES GENITAUX FEMELLES ET DU PLACENTA DE LA FEMELLE GRAVIDE.....	124
A. Ovaire de la femelle gravide.....	124
B. Utérus de la femelle gravide.....	125
C. Type de placentation.....	125
D. Cordon ombilical.....	126
E. Vagin.....	126
II. DEROULEMENT DE LA GESTATION.....	126
A. Taille et développement du fœtus en cours de la gestation.....	126
B. Signes externes de la gestation.....	129
III. ENDOCRINOLOGIE DE LA GESTATION.....	130
A. Progestagènes.....	130
B. Œstrogènes.....	131
C. Prolactine.....	131
D. Relaxine.....	132
E. Gonadotropines : GnRH, LH, FSH.....	133
F. Corticoïdes.....	133

IV. DIAGNOSTIC DE GESTATION.....	133
A. Examen échographique.....	133
B. Dosages hormonaux.....	137
C. Thermographie.....	139
V. COMPLICATIONS POSSIBLE DE LA GESTATION.....	140
A. Causes mécaniques de l'avortement.....	140
B. Causes infectieuses de l'avortement.....	141
VI. ALIMENTATION DE LA FEMELLE GESTANTE.....	141
A. Ration équilibrée évitant le surpoids.....	141
B. Apport en calcium.....	141
PARTIE 6 : MISE - BAS.....	144
I. SIGNES PRECURSEURS DE LA MISE-BAS.....	146
A. Signes physiologiques.....	146
B. Signes comportementaux.....	147
C. Signes hormonaux.....	147
D. Signes échographiques.....	148
II. PREPARATION A LA MISE-BAS.....	150
A. Contrôle du lieu.....	150
B. Contrôle du matériel d'immobilisation.....	150
C. Contrôle du matériel de mise bas.....	151
D. Contrôle du matériel vétérinaire.....	151
E. Contrôle des médicaments vétérinaires.....	151
III. DEROULEMENT D'UNE MISE BAS SANS COMPLICATION.....	155
A. Dilatation du col de l'utérus.....	155
B. Rupture des membranes fœtales.....	155
C. Contractions actives utérines.....	155
D. Apparition d'une masse sous la queue de la mère.....	155
E. Présentations classiques de l'éléphanteau.....	156
F. Passage de l'éléphanteau dans les voies génitales.....	156
G. Rencontre mère-petit.....	157
H. Cas des gestations gémellaires.....	158
IV. MISE BAS DIFFICILES : DIFFERENTS TYPES DE DYSTOCIES.....	158
A. Anomalie maternelle.....	158
B. Anomalie du fœtus.....	162
C. Description des techniques médicales utilisées.....	165
D. Description des techniques médicales et chirurgicales utilisées.....	167

V. PRISE EN CHARGE PRATIQUE D'UNE MISE-BAS AVEC COMPLICATIONS	173
A. Absence de rupture du sac allantoïdien.....	173
B. Rupture du sac allantoïde et perte des eaux fœtales.....	174
C. Suivi et complications possibles.....	175
VI. SOINS POST PARTUM.....	176
A. Expulsion du placenta.....	176
B. Lochies.....	176
PARTIE 7 : DE LA PERIODE NEONATALE AU SEVRAGE.....	178
I. SOINS ET SURVEILLANCE DE L'ÉLÉPHANTEAU PENDANT LA PERIODE NÉO-NATALE.....	180
A. Mensurations du nouveau-né à la naissance.....	180
B. Comportement du nouveau-né à la naissance.....	180
C. Acceptation de l'éléphanteau par la mère.....	180
D. Examen néonatal de l'éléphanteau.....	180
E. Lieu d'accueil du nouveau-né orphelin : la nurserie.....	181
F. Sommeil de l'éléphanteau : un élément à surveiller.....	181
II. PRISE DU COLOSTRUM.....	181
A. Délai d'administration du colostrum.....	182
B. Acquisition de l'immunité chez l'éléphanteau en contact avec sa mère.....	182
C. Acquisition de l'immunité chez le nouveau-né séparé de la mère.....	182
III. ALLAITEMENT ARTIFICIEL.....	183
A. Besoins nutritionnels.....	183
B. Allaitement avec du lait maternel.....	183
C. Allaitement avec du lait maternisé.....	184
D. Fréquence de nourrissage en fonction de l'âge.....	186
E. Conseils concernant l'allaitement artificiel.....	186
IV. SEVRAGE DE L'ÉLÉPHANTEAU.....	187
V. SOCIABILISATION ET REINTRODUCTION DU JEUNE DANS LE GROUPE.....	187
CONCLUSION.....	188
BIBLIOGRAPHIE.....	189

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Classification actuelle et complète de la famille des Elephantidae selon Tassy (2018), suite à une mise à jour de la classification de Gheerbrant et Tassy (2009).....	26
Figure 2 : Classification partielle et simplifiée des sous-espèces actuelles d'éléphants	26
Figure 3 : Répartition des populations d'éléphants d'Afrique (<i>Loxodonta africana</i> et <i>Loxodonta cyclotis</i> confondus) sur le continent africain en 2016 (Thouless et al., 2016).....	31
Figure 4 : Estimation des populations d'éléphants d'Afrique (<i>Loxodonta africana</i> et <i>Loxodonta cyclotis</i> confondus) par pays, illustré par Riccardo Pravettoni (Blanc et al., 2007).....	32
Figure 5 : Distribution des éléphants d'Asie (Sukumar, 2011).....	33
Figure 6 : Estimation des populations d'éléphants d'Asie par pays, illustré par Riccardo Pravettoni (Fernando & Pastorini, 2011).....	34
Figure 7 : Importance du braconnage des éléphants d'Afrique : évolution de l'indice PIKE au cours du temps (Thouless et al., 2016).....	36
Figure 8 : Éléphants morts accidentés sur les voies ferroviaires en Inde (photographie de Piju Boro dans Kumar Sarma, Easa et Menon, 2008).....	38
Figure 9 : Liste rouge de l'état de conservation des espèces : catégories éditées par l'UICN (www.iucn.org).....	40
Figure 10 : Hannibal sur un de ses éléphants : détail de la Fresque d'Hannibal exposée au Muséum du Capitole (Arnaud, 2015)	41
Figure 11 : Éléphants d'Asie au travail (Maurer, 2018).....	42
Figure 12 : Représentations des divinités hindouistes Ganesh (A) et Airavata (B)	43
Figure 13 : Cérémonie de Sukwan (A) et passage sous la trompe de l'éléphant (B) (Maurer, 2018).....	43
Figure 14 : Représentation schématique des voies génitales mâles chez l'éléphant, vue ventrale (Short et al, 1967).....	49
Figure 15 : Appareil reproducteur de l'éléphant mâle adulte	50
Figure 16 : Coupe histologique de testicule d'éléphant d'Afrique, coloration HE*, observation au microscope optique, x100 (Short et al., 1967).....	51

Figure 17 : Schéma comparatif de l'épididyme chez un mammifère scrotal et chez un mammifère testiconde (Glover, 1973).....	53
Figure 18 : Dissection du conduit génital mâle sur un éléphant d'Afrique	53
Figure 19 : Observation microscopique de spermatozoïdes d'éléphant d'Afrique, au grossissement x3000 (Jones et al., 1974).....	55
Figure 20 : Appareil reproducteur mâle après dissection chez un éléphant d'Afrique	56
Figure 21 : Aspect histologique des glandes bulbo-urétrales en coupe transversale chez un éléphant d'Afrique, coloration HE, observation au microscope optique, x160	58
Figure 22 : Concentrations sériques de LH (A), FSH (B) e fonction du degré de musth (C) chez un éléphant d'Afrique mâle de 33 ans, sur une durée de 4 ans (Kaewmanee et al., 2011).....	62
Figure 23 : Concentration de la testostérone sérique en fonction de la période (musth/non-musth) chez deux mâles éléphants d'Asie (Lincoln et Ratnasooriya, 1996).....	63
Figure 24 : Concentrations de deux stéroïdes en fonction de la période (musth/non-musth) chez deux mâles éléphants d'Afrique (Ganswindt et al., 2005).....	64
Figure 25 : Concentrations sanguines moyennes en AMH chez l'éléphant mâle selon l'âge (Dow et al., 2011).....	65
Figure 26 : Éléphant d'Afrique mâle de 37 ans en période de musth	66
Figure 27 : Structure histologique d'une glande temporale d'éléphant d'Asie mâle en période de musth, coloration à l'hémalun-éosine, observée au microscope photonique x100	67
Figure 28 : Protocoles sédatifs pour le contrôle des effets du musth	71
Figure 29 : Appareil reproducteur de l'éléphant femelle adulte.....	77
Figure 30 : Schéma de l'ovaire et des structures qui l'entourent chez l'éléphant (Perry, 1953).....	78
Figure 31 : Aspect macroscopique d'un ovaire de femelle éléphant d'Afrique non gestante (Allen, 2006).....	78
Figure 32 : Aspect macroscopique de l'ovaire d'une éléphante à 6,5 mois de gestation	79

Figure 33 : Aspect macroscopique de deux utérus d'éléphant d'Afrique : utérus de femelle pré-pubère (à gauche), utérus de femelle mature en phase lutéale (à droite)	80
Figure 34 : Coupe histologique d'endomètre de femelle éléphant non gravide, à la coloration hémalum-éosine, observé au microscope photonique x100 (Allen, 2006).....	81
Figure 35 : Différences morphologiques de l'ouverture vaginale chez une femelle éléphant d'Afrique multipare, à gauche, et chez une femelle nullipare, à droite	82
Figure 36 : Variations morphologiques de l'hymen chez des éléphants d'Afrique nullipares (Balke et al., 1988).....	82
Figure 37 : Appareil reproducteur de l'éléphant femelle adulte : anatomie du canal urogénital (modifié d'après Hildebrandt, 2006 (a)).....	83
Figure 38 : Proportion d'éléphantesses aux cycles normaux, aux cycles irréguliers ou non cyclées dans des populations d'éléphants d'Afrique et d'éléphants d'Asie en captivité : relation avec l'âge (modifié d'après Brown et al., 2015).....	87
Figure 39 : Facteurs impliqués dans la régularité des cycles sexuels chez l'éléphant d'Afrique (Freeman et al., 2009 ; Brown et al., 2015).....	88
Figure 40 : Variations cycliques de FSH et LH dans un cycle œstral chez l'éléphant	90
Figure 41 : Concentration moyenne de prolactine sérique en fonction de l'espèce et de la régularité des cycles chez les éléphantesses (modifié d'après Brown et al., 2015).....	93
Figure 42 : Concentration sérique de progestagènes au cours du cycle œstral chez un éléphant (Schaftenaar et al., 2009).....	95
Figure 43 : Concentrations sériques et urinaires des hormones sexuelles au cours du cycle de l'éléphantesse (modifié d'après Brown, 2006).....	96
Figure 44 : Concentrations moyennes en AMH chez l'éléphant femelle selon l'âge (modifié d'après Dow et al., 2011).....	97
Figure 45 : Éléphant mâle dans un box de contention avant recueil manuel de la semence (Portas et al., 2007).....	101
Figure 46 : Matériel de levage pour éléphant (Fowler, 2006)	101
Figure 47 : Déroulement de la collecte de semence sur un éléphant d'Afrique dans son milieu naturel, préalablement anesthésié : Manchon de prélèvement surmonté d'une mousse isolante (A) et massage externe du pénis (B) (Luther, 2016).....	104
Figure 48 : Matériel d'électro-éjaculation pour éléphants (A), évaluation du tractus génital mâle et de la vessie par échographie (B) (Luther, 2016).....	106

Figure 49 : Extériorisation manuelle du pénis lors de l'érection (A), mise en place du manchon sur l'extrémité pénienne (B) (Luther, 2016).....	107
Figure 50 : Spermatozoïdes d'éléphant d'Afrique, colorés à l'éosine-nigrosine, observés au microscope photonique, au grossissement x1000 (Luther, 2016).....	113
Figure 51 : Thermographie de la zone vulvaire d'une éléphante en période d'œstrus (Hilsberg-Merz, 2008).....	117
Figure 52 : Dépôt de la semence dans l'appareil génital femelle lors d'une IA non chirurgicale (Thongtip et al., 2009).....	120
Figure 53 : Aspect échographique des ovaires chez deux femelles gestantes (modifié d'après Fowler, 2006).....	124
Figure 54 : Cicatrice placentaire observée par échographie transrectale un mois après la mise-bas, chez un éléphant (modifié d'après Fowler, 2016).....	125
Figure 55 : Description des différents stades morphologiques de l'embryon d'éléphant	127
Figure 56 : Embryons et fœtus d'éléphant d'Afrique, à différents stade de gestation (Hildebrandt et al., 2006 (b)).....	128
Figure 57 : Profil des concentrations en progestagènes sériques au cours de la gestation chez l'éléphant d'Afrique et l'éléphant d'Asie (Fowler, 2006).....	130
Figure 58 : Profil de la concentration en prolactine sérique au cours de la gestation chez l'éléphant d'Afrique et l'éléphant d'Asie (Fowler, 2006).....	132
Figure 59 : Profil de la concentration en relaxine sérique au cours de la gestation chez l'éléphant d'Afrique et l'éléphant d'Asie (Fowler, 2006).....	132
Figure 60 : Un exemple de profil de pregnanetriol urinaire chez une femelle éléphant d'Asie en période de cycle et en période de gestation, dosage réalisé par le German Primate Center DPZ, Allemagne (DPZ, 2018).....	138
Figure 61 : Thermographie chez une éléphante d'Asie gestante (Hilsberg-Merz, 2008)..	139
Figure 62 : Léiomyome chez une éléphante au 76ème jour de gestation (A) et hyperplasie kystique chez une éléphante au 108ème jour de gestation (B), observés par échographie transrectale (Lueders et al., 2010).....	140
Figure 63 : Col de l'utérus normal (A, A', a et a') et col de l'utérus dilaté 12h avant la mise-bas (B et b) chez une éléphante gestante, observés en coupe longitudinale et en coupe transversale par échographie transrectale (Schafteenaar et al., 2009).....	149

Figure 64 : Apparition d'une masse sous la queue pendant la mise-bas chez une femelle éléphant d'Asie (photographie de Willem Schaftenaar, dans wildpro.twycrosszoo.org).....	156
Figure 65 : Expulsion de l'éléphanteau hors du canal pelvien par la vulve lors d'une mise-bas chez une femelle éléphant d'Asie (Schaftenaar et al., 2009).....	157
Figure 66 : Rupture utérine suite à l'utilisation d'ocytocine, observée lors de l'autopsie d'une femelle éléphant décédée pendant la mise-bas (Hermes et al., 2008).....	161
Figure 67 : Causes de dystocie et traitement respectif chez l'éléphant	164
Figure 68 : Administration de calcium en voie IV chez une femelle éléphant d'Asie (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005).....	165
Figure 69 : Préparation du site opératoire avant vestibulotomie chez une éléphante, nettoyage de la zone d'incision (A) et attache de la queue sur le coté (B) (photographies de Jonathan Cracknell, sur wildpro.twycrosszoo.org).....	169
Figure 70 : Extraction du fœtus grâce à des poulies au cours d'une vestibulotomie chez une femelle éléphant d'Asie (Hermes et al., 2008).....	170
Figure 71 : Rotation de 90°de l'éléphanteau lors de la mise-bas, réalisée de façon active lors d'une mise-bas sans complication (A), réalisée de façon passive lors d'une vestibulotomie (B) (photographies de Jonathan Cracknell, sur wildpro.twycrosszoo.org).....	171

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1	: Classification partielle et simplifiée des Proboscidiés (Shoshani, 2006).....	25
Tableau 2	: Différences morphologiques entre <i>Loxodonta africana</i> et <i>Elephas maximus</i>	28
Tableau 3	: Différences morphologiques entre <i>Loxodonta africana</i> et <i>Loxodonta cyclotis</i> (Shoshani, 2006).....	29
Tableau 4	: Différences morphologiques entre les sous-espèces d' <i>Elephas maximus</i> (Shoshani, 2006).....	30
Tableau 5	: Détails de la répartition des éléphants sur le continent africain	32
Tableau 6	: Nombre minimal et maximal d'éléphants d'Asie sauvages et captifs en Asie (Sukumar, 2003, modifié par Project Elephant Division, 2017 ; AERSM, 2017 ; Ministry of Environment and Forests, 2018).....	35
Tableau 7	: Concentrations sanguines en testostérone en fonction de l'espèce et de la période (musth/non-musth) (Rasmussen et al., 1984).....	62
Tableau 8	: Valeurs biologiques moyennes de l'AMH selon l'espèce et selon le sexe	65
Tableau 9	: Molécules anti-androgéniques utilisées dans le contrôle du musth.....	70
Tableau 10	: Molécules anesthésiques utilisées chez l'éléphant mâle	72
Tableau 11	: Molécules anti-psychotiques utilisées chez l'éléphant mâle	73
Tableau 12	: Durée du cycle sexuel et de ses différentes phases.....	86
Tableau 13	: Protocoles de sédation chez l'éléphant d'Asie (<i>Elephas maximus</i>) en vue de la collecte de semence (Price et al., 1986).....	102
Tableau 14	: Protocoles de sédation chez l'éléphant d'Afrique (<i>Loxodonta africana</i>) en vue de la collecte de semence (Ramsay, 2000 ; Neiffer et al., 2005).....	103
Tableau 15	: Protocoles d'anesthésie chez l'éléphant d'Afrique (<i>Loxodonta africana</i>) en vue de la collecte de semence (Ramsay, 2000 ; Neiffer et al., 2005).....	106
Tableau 16	: Compositions des dilueurs efficaces pour la conservation du sperme réfrigéré chez les éléphants.....	109
Tableau 17	: Composition du dilueur BF5F (Howard et al., 1986).....	110
Tableau 18	: Caractéristiques du sperme des éléphants d'Asie selon la méthode de conservation (Thongtip et al., 2009).....	119
Tableau 19	: Caractéristiques échographiques du fœtus et de ses annexes selon le stade de gestation (Drews et al., 2008 ; Hildebrandt et al., 2006 (b)).....	135

Tableau 20 : Anesthésiques locaux utilisables chez l'éléphant.....	152
Tableau 21 : Composition d'une trousse d'urgence dans le cas	154
Tableau 22 : Composition des aliments ElephantGro (Grober Nutrition)	185
Tableau 23 : Apport énergétique de différents aliments de substitution pour éléphanteaux ; comparaison avec les besoins journaliers (Kinzley et Emanuelson, 2004)	185

INTRODUCTION

Les éléphants d'Afrique et d'Asie ont été utilisés et chassés par les hommes depuis plusieurs millénaires. Lors de la démocratisation des zoos au début du XXème siècle, des groupes entiers d'éléphants ont été abattus afin de récupérer les jeunes qui représentaient alors une attraction intéressante pour le public. Cette pratique barbare a engendré un déclin alarmant des populations d'éléphants dans le milieu naturel. C'est seulement aux alentours des années 1970 que des actions de protection des populations d'éléphants se sont développées pour éviter l'extinction de l'espèce.

Aujourd'hui, les parcs zoologiques ont évolué et possèdent plusieurs grandes missions dont celle de la conservation des espèces animales, aussi bien dans leur milieu naturel (conservation *in-situ*) que par la reproduction maîtrisée des individus au sein des parcs zoologiques, qui représente une part des actions de conservations *ex-situ*.

Chez les éléphants d'Afrique et d'Asie, la réussite de la reproduction est très liée à leurs relations sociales développées. Il est donc nécessaire de connaître le mode de vie des espèces dans le milieu naturel pour améliorer le taux de reproduction dans les parcs zoologiques. Par transposition avec les bovidés domestiques dont la reproduction est bien maîtrisée, le suivi de reproduction des éléphants, de l'accouplement à la mise bas, s'est développé ces dernières décennies et est aujourd'hui bien décrit dans les publications scientifiques.

Cette thèse synthétise les connaissances aujourd'hui acquises concernant la reproduction des éléphants en captivité. Une première partie est consacrée à la place de l'éléphant dans notre monde actuel et les problématiques concernant sa conservation. Une seconde partie détaille l'anatomie et la physiologie des systèmes reproducteurs mâle et femelle. Ensuite, cette thèse décrit la reproduction de l'éléphant dans l'ordre chronologique, de l'accouplement au sevrage de l'éléphanteau.

PARTIE 1 :
PRESENTATION DES ELEPHANTS
D'AFRIQUE ET D'ASIE

I. TAXONOMIE

A. Classification actuelle

La taxonomie des éléphants a longtemps varié, au fil des découvertes de fossiles, des études scientifiques et des nouvelles interprétations.

Les éléphants et leurs cousins disparus forment le taxon des Proboscidés. Ce taxon contient 175 espèces et sous-espèces et seul le genre des Elephantidae comprend des espèces encore vivantes aujourd'hui, au nombre de trois (Shoshani, 2006) :

- *Loxodonta africana* (Éléphant des savanes d'Afrique plus communément appelé Éléphant d'Afrique)
- *Loxodonta cyclotis* (Éléphant des forêts d'Afrique)
- *Elephas maximus* (Éléphant d'Asie).

Les Elephantidae sont apparus en Afrique à la fin du Miocène (Tassy, 2018).

Ces trois espèces font partie des mammifères de la classe des Uranotheria (anciennement Paenungulata) et de l'infra-classe des Eutheria, dont la particularité est de posséder une gestation placentaire. Les Eutheria regroupent trois ordres : les Hyracoidea (qui comprend la famille unique des Procaviidae, plus communément dénommés les damans), les Sirenia (dont les espèces actuelles sont le dugong et le lamantin) et les Proboscidea (ordre de nos éléphants actuels) (tableau 1 et figure 1).

L'espèce actuelle *Elephas maximus* comprend actuellement trois sous-espèces (figure 2) :

- *Elephas maximus indicus*, localisée en Asie continentale.
- *Elephas maximus sumatranus*, localisée sur l'île de Sumatra
- *Elephas maximus maximus*, localisée sur l'île du Sri-Lanka.

Tableau 1 : Classification partielle et simplifiée des Proboscidés (Shoshani, 2006)

Rang	Taxon
Règne	Animalia
Phylum	Chordata
Subphylum	Vertebra
Classe	Mammalia
	Uranotheria
Infra-classe	Eutheria
Ordre	Proboscidea

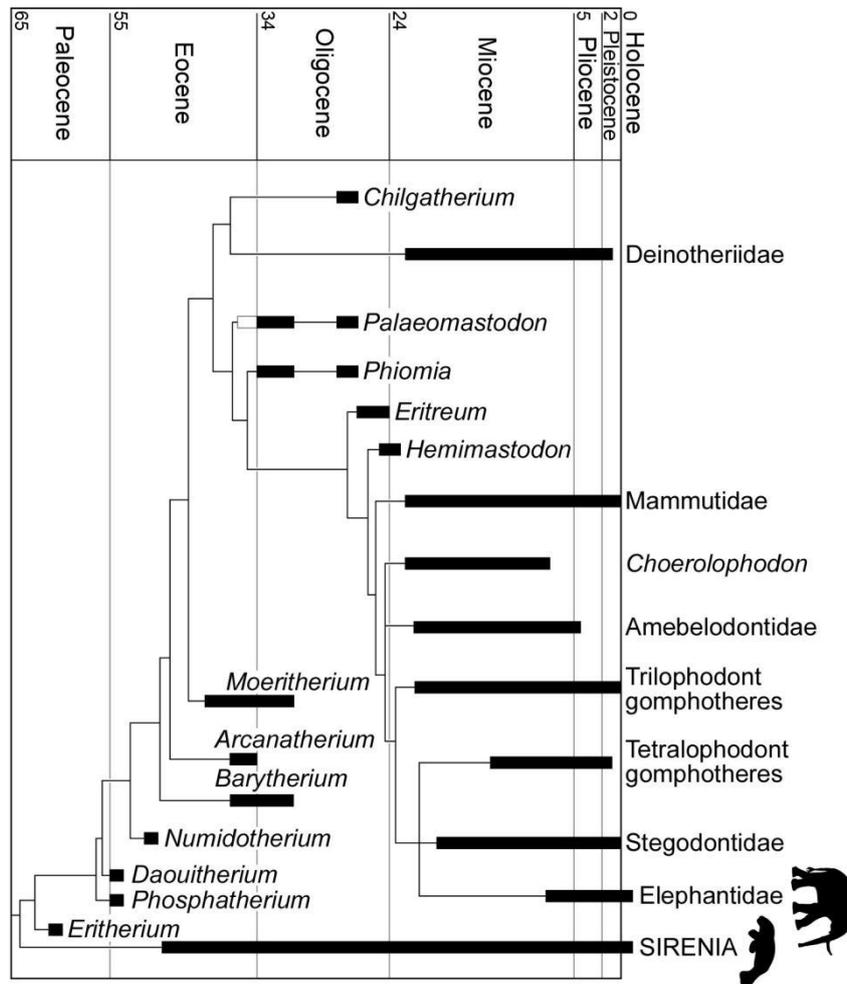


Figure 1 : Classification actuelle et complète de la famille des Elephantidae selon Tassy (2018), suite à une mise à jour de la classification de Gheerbrant et Tassy (2009)

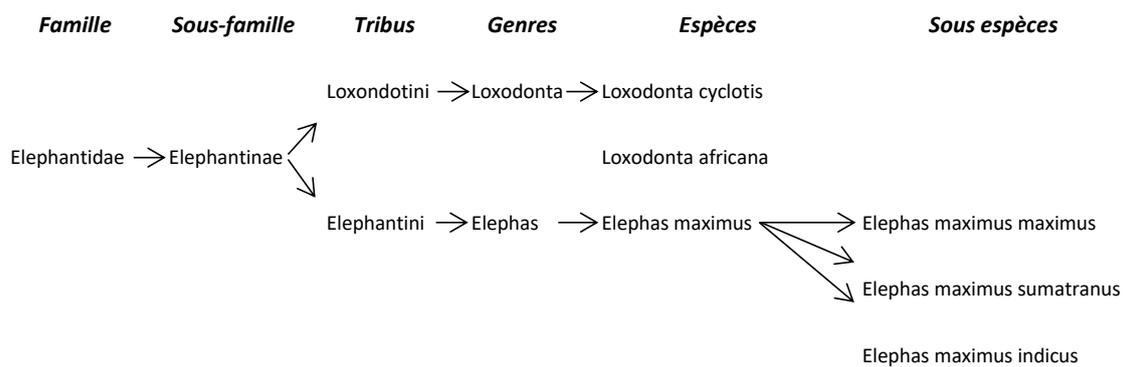


Figure 2 : Classification partielle et simplifiée des sous-espèces actuelles d'éléphants (Shoshani, 2006)

Les espèces actuellement éteintes n'ont pas été représentées.

B. Controverses et études récentes

Plusieurs questionnements sont apparus ce dernier siècle concernant la phylogénétique des éléphants.

1. Genre *Loxodonta*

Malgré les controverses passées, *Loxodonta africana* et *Loxodonta cyclotis* sont deux espèces bien distinctes génétiquement (Roca et al., 2001). Les études scientifiques ne montrent pas d'hybridations possibles entre ces deux espèces, qui possèdent de nombreuses différences dans leur matériel génétique.

Parmi le genre *Loxodonta*, une espèce d'éléphants d'Afrique dit nains a été revendiquée, *Loxodonta pumilio* ou *Loxodonta fransseni* (décrite par Noack en 1906). Cependant, l'analyse génétique de ses individus a montré que ce groupe pouvait être inclus dans l'espèce *Loxodonta cyclotis* (Roca et al., 2001).

Plus récemment, l'apparition d'une nouvelle espèce dans le genre *Loxodonta* est en cours de discussion : les éléphants d'Afrique de l'Ouest. Il s'agirait d'une population d'éléphants d'Afrique ayant acquis des caractères morphologiques particuliers suite aux longues années de braconnage (défenses plus courtes...) (Debruyne et al., 2003).

2. Genre *Elephas*

Une corrélation génétique forte ayant été mise en évidence entre *Elephas maximus maximus* et *Elephas maximus indicus*, l'existence de ces deux sous-espèces distinctes est controversée (Hartl et al., 1996 ; Fleischer et al., 2001 ; Fernando et al., 2003 ; Sukumar, 2003).

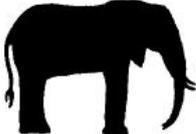
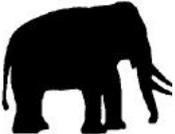
Une autre sous-espèce pourrait être individualisée, *Elephas maximus borneensis*, vivant sur l'île de Bornéo, et possédant des critères morphologiques, comportementaux et génétiques bien distincts des sous-espèces déjà décrites (Fernando et al., 2003 ; Cranbrook et al., 2008 ; Sharma et al., 2018).

II. CARACTERISTIQUES MORPHOLOGIQUES

A. Différences morphologiques entre éléphant d'Afrique (*Loxodonta africana*) et éléphant d'Asie (*Elephas maximus*)

L'éléphant d'Afrique est le plus grand mammifère terrestre aujourd'hui vivant. Son cousin, l'éléphant d'Asie, est plus petit, et possède des caractéristiques morphologiques bien distinctes (tableau 2).

Tableau 2 : Différences morphologiques entre *Loxodonta africana* et *Elephas maximus*
(Shoshani, 2006)

	Éléphant d'Afrique <i>(Loxodonta africana)</i> 	Éléphant d'Asie <i>(Elephas maximus)</i> 
Poids	4 à 7 tonnes	2,5 à 5,5 tonnes
Taille au garrot	3 à 4 mètres	2 à 3,5 mètres
Peau	Rides et plis nombreux	Lisse
Nombre de côtes	Jusqu'à 21 paires	Jusqu'à 20 paires
Point le plus haut	Dessus des épaules	Sommet du crâne
Oreilles	Grandes, dépassent le cou Bord dorsal de l'oreille replié médialement	Petites, ne dépassent pas le cou Bord dorsal de l'oreille replié latéralement
Forme du dos	Concave	Convexe
Forme du ventre	Descendant de l'avant vers l'arrière	Horizontal, parfois «tombant» vers le milieu
Forme de la tête	Absence de compression Absence de bosses ni de plats 	Compression antéro-postérieure Présence de deux bosses dorsales Front bombé 
Dents	Pointes dentaires en forme de losange 	Pointes dentaires serrées étroites 
Régime alimentaire	Principalement effeuilleur	Principalement brouteur
Défenses	Présentes chez les deux sexes Plus grandes chez le mâle	Souvent présentes chez les mâles Absentes ou vestigiales chez les femelles
Trompe	Annelée, moins rigide Deux doigts 	Moins annelée, plus rigide Un seul doigt 
Nombre d'ongles : - Membre antérieur - Membre postérieur	4 ou 5 par patte 3, 4 ou 5 par patte	5 par patte 4 ou 5 par patte

B. Différences morphologiques entre éléphant des savanes d'Afrique (*Loxodonta africana*) et éléphant des forêts (*Loxodonta cyclotis*)

Les éléphants des forêts sont plus petits que les éléphants des savanes et leurs défenses sont plus courtes et plus fines : cela leur permet une meilleure mobilité dans les forêts denses. D'après leurs caractéristiques morphologiques, les éléphants des forêts sont considérés comme une espèce plus primitive que les éléphants des savanes d'Afrique. Une hybridation entre les deux espèces est possible, rendant les caractères morphologiques assez aléatoires selon les individus (Shoshani, 2006). Les différences morphologiques entre les deux sous-espèces sont décrites dans le tableau 3.

Tableau 3 : Différences morphologiques entre *Loxodonta africana* et *Loxodonta cyclotis* (Shoshani, 2006)

	Éléphant des savanes d'Afrique (<i>Loxodonta africana</i>)	Éléphant des forêts (<i>Loxodonta cyclotis</i>)
Poids	4 à 7 tonnes	2 à 4,5 tonnes
Taille au garrot	3 à 4 mètres	2 à 3 mètres
Peau	Plus claire	Plus foncée
Oreilles	Forme triangulaire, dépassent le cou	Forme arrondie, ne dépassent pas le cou
Tête	Os du crâne pneumatisé Mandibule courte	Os du crâne peu pneumatisé Mandibule longue
Défenses	Courbées vers l'extérieur et vers l'avant Larges	Droites, dirigées vers le bas Plus fines
Nombre d'ongles :		
- Membre antérieur	4 ou 5 par patte	5 par patte
- Membre postérieur	3, 4 ou 5 par patte	4 ou 5 par patte

C. Différences morphologiques entre les sous-espèces d'éléphant d'Asie (*Elephas maximus*)

Les sous-espèces d'éléphants d'Asie ont des caractéristiques morphologiques similaires, mais il existe quelques critères distinctifs apparus au fil du temps avec l'isolement des populations (tableau 5). Sans la barrière de la répartition géographique, les sous-espèces peuvent se reproduire entre elles et leur descendance sera fertile. *Elephas maximus sumatranus* serait la sous-espèce la plus primitive (Shoshani, 2006).

Tableau 4 : Différences morphologiques entre les sous-espèces d'*Elephas maximus* (Shoshani, 2006)

	Sous-espèce du Sri Lanka (<i>Elephas maximus maximus</i>)	Sous-espèce d'Asie continentale (<i>Elephas maximus indicus</i>)	Sous-espèce de Sumatra (<i>Elephas maximus sumatranus</i>)
Poids	2 à 5,5 tonnes	2 à 5 tonnes	2 à 4 tonnes
Taille au garrot	2 à 3,5 mètres	2 à 3,5 mètres	2 à 3,2 mètres
Nombre de côtes	19 paires	19 paires	20 paires
Peau	Plus foncée Dépigmentations rondes au niveau des oreilles, de la face, de la trompe et du ventre.	Critères médians entre les deux autres sous espèces	Plus claire Moins de dépigmentation
Oreilles	Grande taille pour la plupart	Taille variable	Grande taille par rapport au reste du corps
Défenses	Vers le bas	Intermédiaire	Vers le haut

III. REPARTITION GEOGRAPHIQUE ET EFFECTIFS

A. Situation en Afrique

Le dernier recensement de l'IUCN (International Union for Conservation of Nature) a duré 10 ans (2006 à 2016) et a permis de réunir des données sur 62% de l'aire de répartition connue des éléphants en Afrique. Leur aire de répartition s'étend sur tout le continent africain excepté l'Afrique du Nord, sur une superficie de 3,132,238 km², soit environ 15% de la superficie totale du continent africain (figure 3). Le nombre estimé d'éléphants dans les zones étudiées d'Afrique est de 541 683 ± 29 239 éléphants (tableau 5). La population continentale d'éléphants d'Afrique a diminué de 114000 depuis le précédent rapport de l'IUCN de 2007. Il s'agit de la première diminution de population observée depuis 25 ans (Thouless et al., 2016).

Il reste cependant 38% de l'aire de répartition pour laquelle aucune estimation de population d'éléphants n'est disponible, mais il est probable que les densités moyennes d'éléphants y soient beaucoup plus faibles que dans les zones étudiées (Thouless et al., 2016 ; tableau 5).

42% de la population d'éléphants d'Afrique est présente dans les pays du Sud de l'Afrique, contre 28% en Afrique de l'Est, 25% en Afrique centrale et 5% en Afrique de l'Ouest (figures 3 et 4). Les éléphants des savanes d'Afrique (*Loxodonta africana*) sont prédominants dans l'Est et le Sud alors que les éléphants des forêts (*Loxodonta cyclotis*) se rencontrent dans la région centrale. En Afrique de l'Ouest, les éléphants vivent à la fois dans les plaines ouvertes et au cœur des forêts (Thouless et al., 2016).

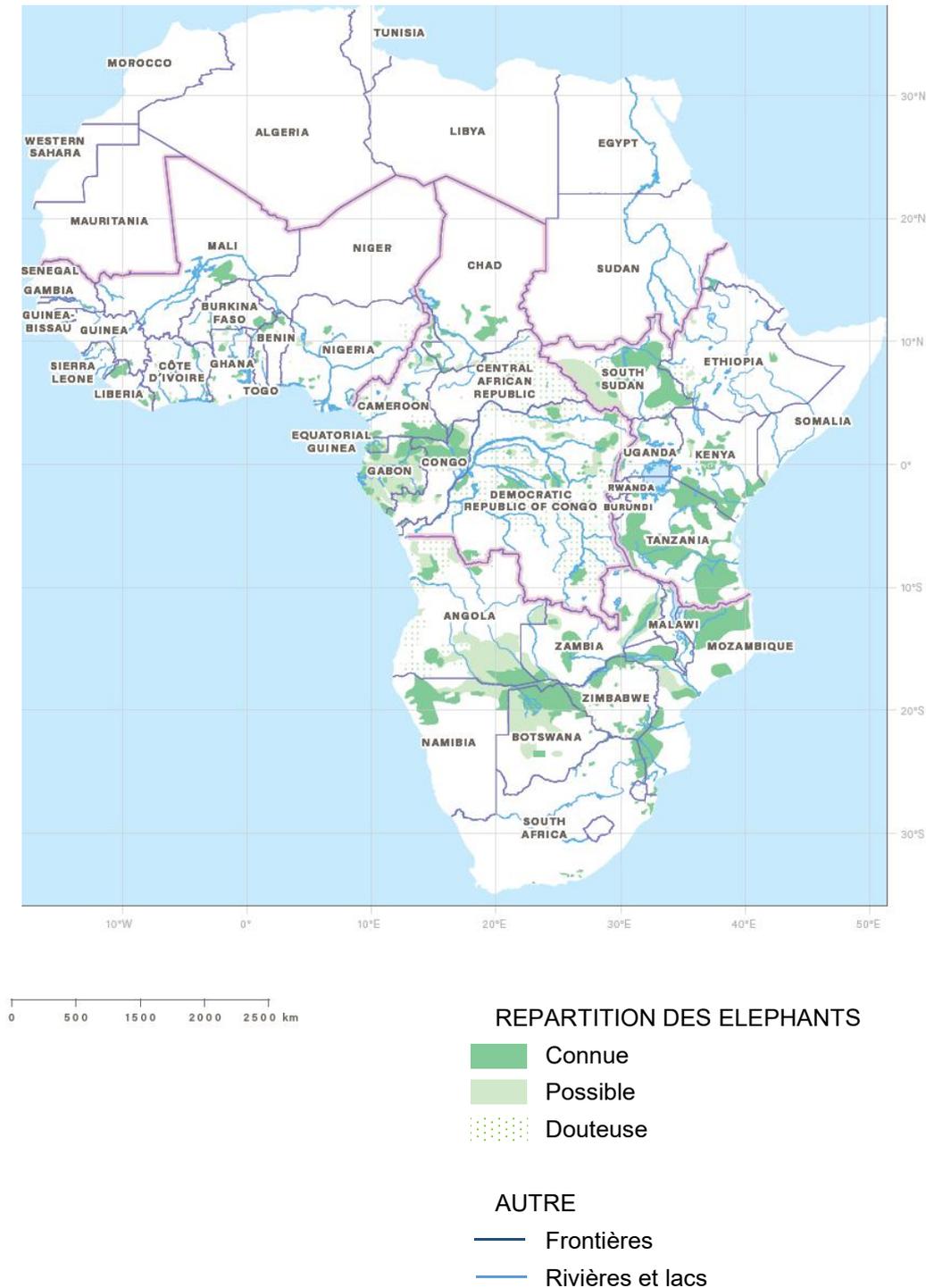


Figure 3 : Répartition des populations d'éléphants d'Afrique (*Loxodonta africana* et *Loxodonta cyclotis* confondus) sur le continent africain en 2016 (Thouless et al., 2016)

Tableau 5 : Détails de la répartition des éléphants sur le continent africain
(Thouless et al., 2016)

Surface totale du continent africain	20,731,202 km ²
Aire de répartition des éléphants d'Afrique	3,132,238 km ²
Aire de répartition protégée des éléphants d'Afrique	30%
Estimations du nombre d'éléphants dans les zones faisant l'objet de comptages systématiques	395 317 - 435 539
Estimations du nombre d'éléphants dans les zones ne faisant pas l'objet de comptages systématiques	117 127 - 135 384

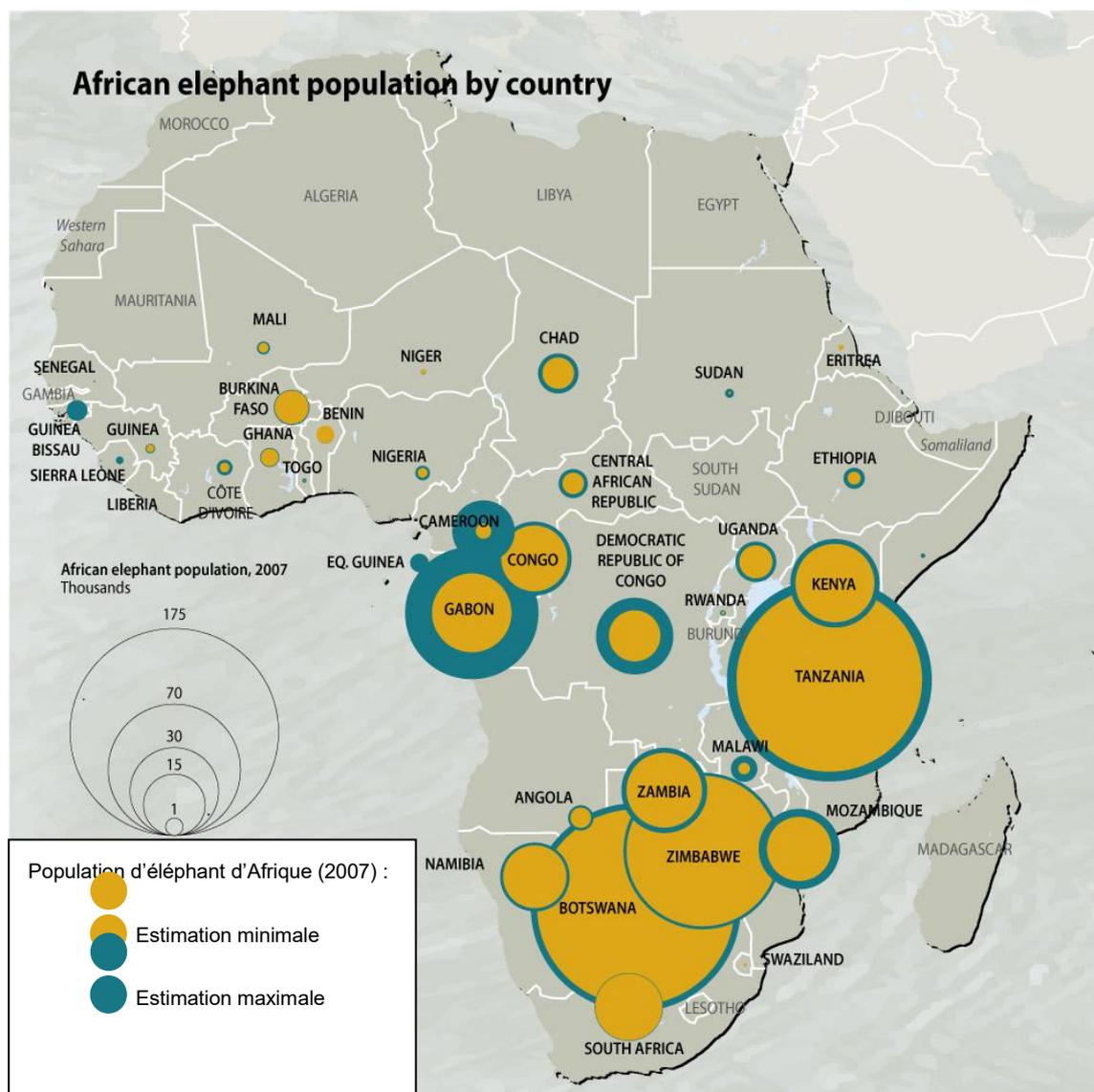


Figure 4 : Estimation des populations d'éléphants d'Afrique (*Loxodonta africana* et *Loxodonta cyclotis* confondus) par pays, illustré par Riccardo Pravettoni (Blanc et al., 2007)

B. Situation en Asie

L'aire de répartition actuelle des éléphants d'Asie s'étend sur 13 états d'Asie du Sud et d'Asie du Sud-Est répartis sur une superficie de 880 000 kilomètres carrés, ce qui équivaut à seulement un dixième de l'aire de répartition historique telle que définie par l'UICN. L'espèce est présente au Bangladesh, au Bhoutan, en Inde, au Népal et au Sri Lanka en Asie du Sud et au Cambodge, en Chine, en Indonésie (Kalimantan et Sumatra), au Laos, en Malaisie (Malaisie péninsulaire et Sabah), au Myanmar, en Thaïlande et au Vietnam en Asie du Sud Est (figure 5 et tableau 6) (Sukumar, 2011). Une petite population est présente dans les îles Andaman (Inde) (Fernando et al., 2003).

Actuellement, plus de 50 % des éléphants d'Asie sauvages restants se trouvent en Inde (figure 6).

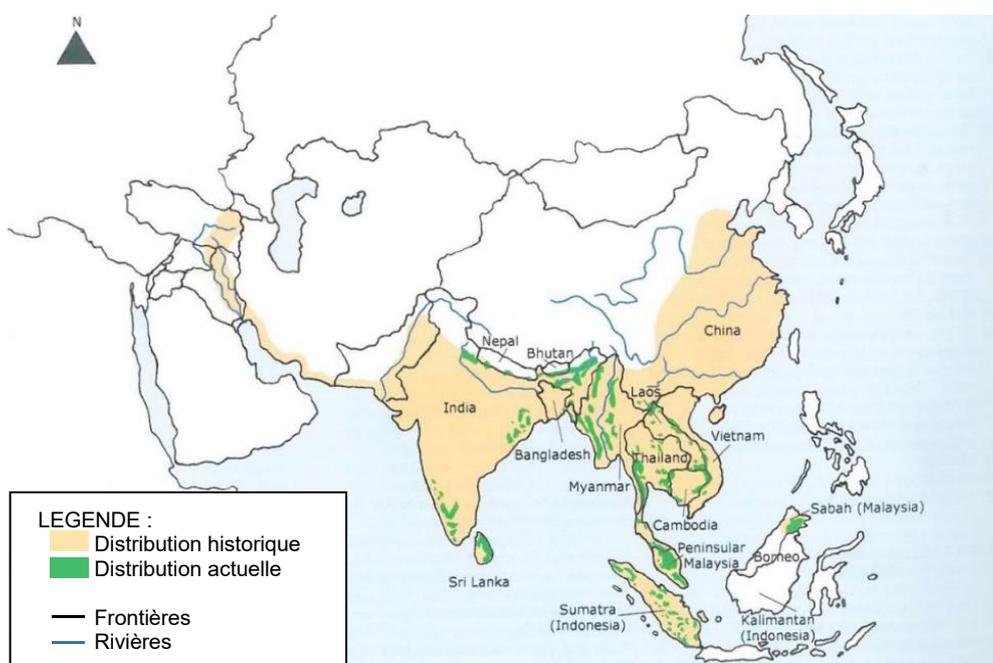


Figure 5 : Distribution des éléphants d'Asie (Sukumar, 2011)

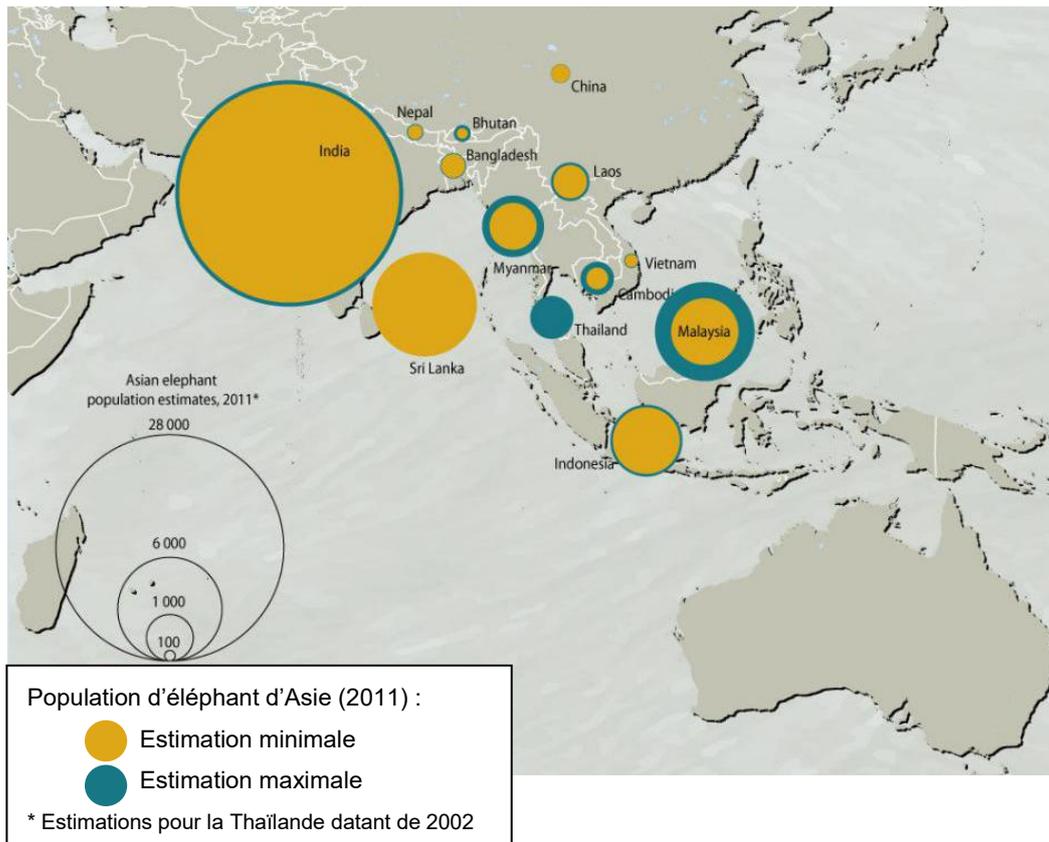


Figure 6 : Estimation des populations d'éléphants d'Asie par pays, illustré par Riccardo Pravettoni (Fernando & Pastorini, 2011)

Tableau 6 : Nombre minimal et maximal d'éléphants d'Asie sauvages et captifs en Asie (Sukumar, 2003, modifié par Project Elephant Division, 2017 ; AERSM, 2017 ; Ministry of Environment and Forests, 2018)

Pays	Population sauvage (min - max)	Population captive (min - max)
Bangladesh	289 - 437	96
Bhutan	605 - 761	9
Birmanie	2000 - 4000	5693
Cambodge	400 - 600	70
Chine	300	243
Inde	27312	3467 - 3667
Indonésie - Sumatra	1724	467
Indonésie - Kalimantan	60 - 80	
Laos	500 - 600	454
Malaisie - Péninsule	1223 - 1677	92
Malaisie - Bornéo	2040	23
Népal	109 - 145	215
Sri Lanka	5879	230
Thaïlande	3126 - 3341	3783
Vietnam	104 - 132	88
TOTAL (Min - Max)	45671 - 49028	14930 - 15130

Cependant, certains experts soutiennent que ces chiffres ne sont guère plus que des suppositions. L'incertitude entourant les effectifs de population est due en partie aux difficultés que présente le comptage des éléphants dans une végétation dense, sur des terrains difficiles et par l'utilisation de techniques d'inventaire différentes et parfois inappropriées.

IV. MENACES SUR LES ELEPHANTS IN-SITU

A. Menaces pour les éléphants

1. Menaces pour les éléphants d'Afrique

Depuis 2006, le déclin des populations d'éléphants d'Afrique est en grande partie causé par la recrudescence du braconnage de l'ivoire (figure 7). La Tanzanie est le pays le plus touché par ce trafic.

D'autres facteurs sous-jacents du déclin de la population, tels que la perte de l'habitat et l'augmentation des conflits entre éléphants et humains, sont toujours d'une importance critique pour la conservation, mais ont reçu moins d'attention de la part des gestionnaires, des conservationnistes et des décideurs en raison de l'absence de plan d'action (Thouless et al., 2016).

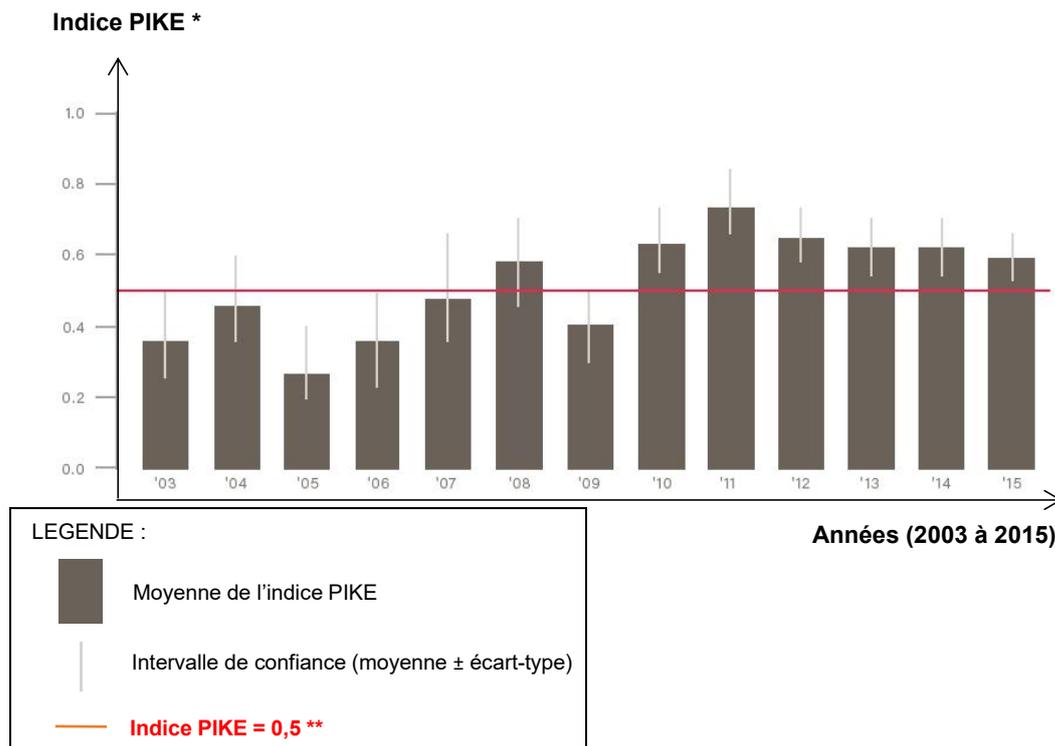


Figure 7 : Importance du braconnage des éléphants d'Afrique : évolution de l'indice PIKE au cours du temps (Thouless et al., 2016)

* L'index PIKE (Proportion of Illegally Killed Elephants) mesure la proportion d'éléphants illégalement tués sur le territoire africain. Ses valeurs sont comprises entre 0,0 et 1,0. Il représente le nombre de carcasses d'éléphants illégalement tués par rapport au nombre total de carcasses d'éléphants.

** Un indice PIKE de 0,5 signifie que la moitié des éléphants trouvés morts sur le territoire ont été tués par le braconnage (absence des défenses sur les carcasses).

2. Menaces pour les éléphants d'Asie

Les principales menaces qui pèsent sur l'éléphant d'Asie sont en priorité la disparition et la fragmentation de son habitat, les conflits entre éléphants et humains, le braconnage et le commerce illicite des éléphants (AERSM, 2017). Chez cette espèce, de nombreuses études et plans d'action sont mis en place pour lutter contre chacune de ces menaces.

➤ Disparition et fractionnement du territoire

L'aire de répartition naturelle est passée de 9 millions de km² dans les années 1970 (Olivier, 1978) à environ 880 000 km² actuellement (Sukumar, 2011). Les éléphants d'Asie habitent des régions à fort accroissement humain. L'expansion des

établissements humains, des plantations, de l'industrie, de l'agriculture, des mines et des infrastructures linéaires (routes, voies ferrées, canaux d'irrigation, lignes électriques, pipelines) a fragmenté l'habitat des éléphants et a bloqué les routes migratoires traditionnelles (Menon et al., 2017).

➤ Conflits éléphant-humains

La proximité entre éléphants et humains favorisent les conflits entre les deux espèces : en Inde, environ 400 à 450 personnes perdent la vie chaque année à cause des conflits avec les éléphants et une centaine d'éléphants sont tués en représailles aux dommages qu'ils causent sur les cultures et les habitations humaines. De même, environ 250-275 éléphants et près de 90-100 humains perdent la vie chaque année au Sri Lanka (Menon et al., 2017).

➤ Mortalité due aux moyens de transports

Les voies ferroviaires et routes se développant sur le territoire historique des éléphants, le nombre d'éléphants tués par accident n'est pas négligeable (figure 8). En Inde, environ 305 éléphants sont morts à la suite de blessures sur les voies ferroviaires entre 1987 et 2018 (Sarma et al., 2006 ; Menon et al., 2017).

➤ Abattage d'éléphants suite aux pertes économiques

Les pertes économiques dus aux dégâts causés par les éléphants sont importantes. Les cultures les plus consommées ou endommagées par les éléphants comprennent différentes céréales, le millet, la canne à sucre, des palmiers (cocotier et palmier à huile), et de nombreux légumes et fruits (Sukumar, 1989). En Inde, le gouvernement a versé plus de 4 000 000 dollars par an pour les pertes de récoltes et les dommages matériels entre 2010 et 2017. Cependant, cette somme ne représente probablement qu'une infime partie de ce que les agriculteurs perdent à cause des éléphants.



Figure 8 : Éléphants morts accidentés sur les voies ferroviaires en Inde (photographie de Piju Boro dans Kumar Sarma, Easa et Menon, 2008)

➤ Braconnage

Le braconnage constitue une menace importante pour les éléphants d'Asie : les principales cibles du braconnage sont les mâles, les femelles ayant des défenses très courtes voire absentes. Le braconnage sélectif des éléphants mâles pour l'ivoire de leurs défenses a progressivement faussé le sexratio dans plusieurs populations d'éléphants d'Asie. Ceci appauvrit la variabilité génétique des populations locales et favorise les croisements entre individus aux liens de parenté étroits (Sukumar, 2003). Le braconnage ne se limite pas au commerce d'ivoire, il existe également un commerce illégal émergent de viande et de peau, surtout présent en Birmanie. Ce commerce pourrait entraîner l'abattage massif d'éléphants des deux sexes, ce qui menacerait les populations fragiles d'éléphants de la région (Sukumar, 2003).

B.Conservation des éléphants à l'échelle mondiale

À l'échelle mondiale, la conservation des espèces animales et végétales est régie grâce à des règles définies par la CITES et l'IUCN.

1. La CITES : définition

La Convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction (CITES), ou Convention de Washington, est un accord international entre États. Elle a pour but de veiller à ce que le commerce

international des spécimens d'animaux et de plantes sauvages ne menace pas la survie des espèces auxquelles ils appartiennent.

Les États et organisations qui adhèrent à la CITES sont tenues d'adopter une législation garantissant le respect de la Convention au niveau national.

Les espèces couvertes par la CITES sont inscrites à l'une des trois annexes de la Convention selon le degré de protection dont elles ont besoin :

- l'Annexe I comprend toutes les espèces menacées d'extinction. Le commerce de leurs spécimens n'est autorisé que dans des conditions exceptionnelles ;
- l'Annexe II comprend toutes les espèces qui ne sont pas nécessairement menacées d'extinction mais dont le commerce des spécimens doit être réglementé pour éviter une exploitation incompatible avec leur survie ;
- l'Annexe III comprend toutes les espèces protégées dans un pays qui a demandé aux autres états ayant ratifié la CITES leur assistance pour en contrôler le commerce (<https://www.cites.org>, site officiel de la CITES).

2. L'UICN : définition

L'Union internationale pour la conservation de la nature (UICN) est la première union environnementale à l'échelle mondiale, composée de gouvernements et d'organisations de la société civile. Elle a pour but d'influencer, d'encourager et d'aider les sociétés à conserver l'intégrité et la diversité de la nature et d'assurer que les ressources naturelles soient utilisées d'une manière équitable et durable (<https://www.iucn.org>, site officiel de l'UICN).

La Liste rouge de l'UICN constitue l'inventaire mondial le plus complet de l'état de conservation global des espèces végétales et animales. Elle s'appuie sur une série de critères précis pour évaluer le risque d'extinction de milliers d'espèces et de sous-espèces (figure 9). Ces critères s'appliquent à toutes les espèces et à toutes les parties du monde.

3. Statut mondial de l'éléphant d'Afrique

Les éléphants d'Afrique sont inscrits à l'Annexe I de la CITES, excepté les populations du Botswana, de Namibie, du Zimbabwe et d'Afrique du Sud appartenant à l'Annexe II de la CITES (www.cites.org). Selon l'UICN, toutes les populations d'éléphants d'Afrique sont classées dans la catégorie des espèces «Vulnérables» sur la liste rouge (UICN, 2012).

Le statut des éléphants des forêts (*Loxodonta cyclotis*) est assimilé au statut de celui des éléphants d'Afrique par l'UICN et la CITES.

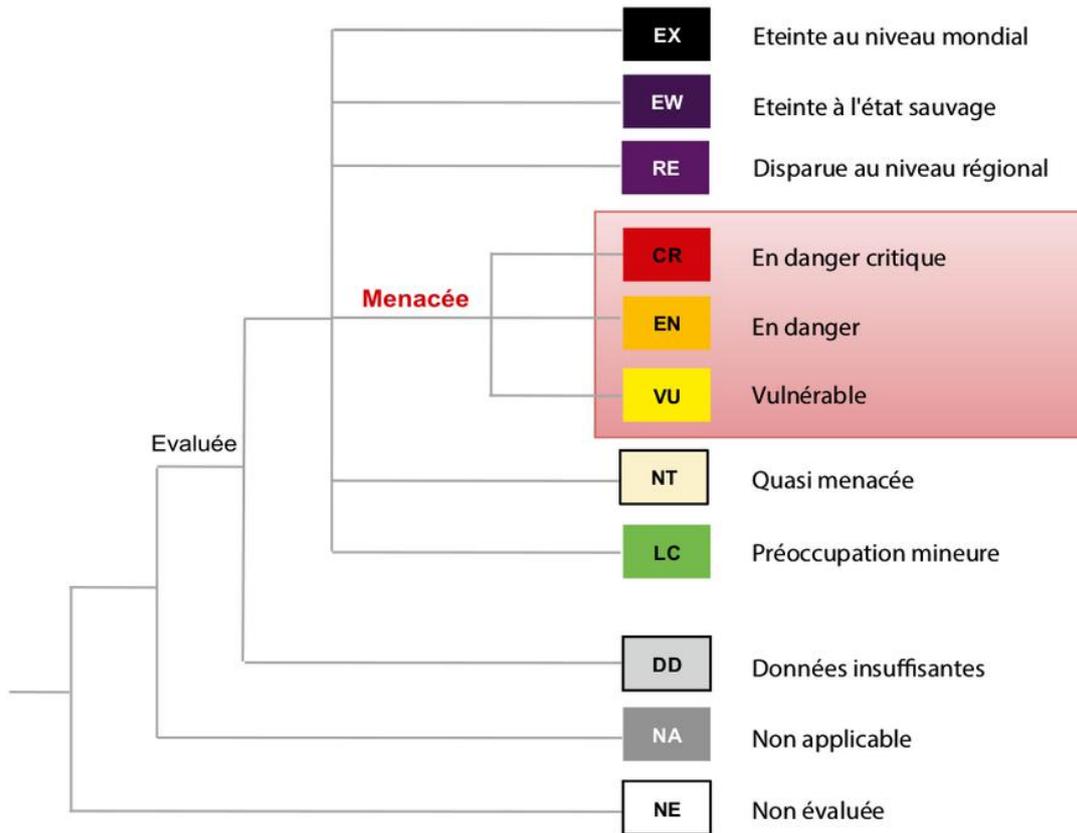


Figure 9 : Liste rouge de l'état de conservation des espèces : catégories éditées par l'UICN (www.iucn.org)

4. Statut mondial de l'éléphant d'Asie

Toutes les populations d'éléphants d'Asie sont inscrites à l'Annexe I de la CITES (www.cites.org). Selon la liste rouge de l'UICN, l'éléphant d'Asie est globalement classé dans la catégorie des espèces «en danger». Cependant, la sous-espèce des éléphants de Sumatra (*Elaphas maximus sumatranus*) figure sur la liste des espèces en danger critique d'extinction (UICN, 2012).

5. Plans d'action de conservation à l'échelle mondiale

La CITES oblige les états membres à établir des mesures radicales concernant la criminalité liée aux espèces sauvages. Il existe notamment un Plan d'Action National CITES pour l'Ivoire, ayant pour but de lutter efficacement contre le braconnage et le trafic d'ivoire et de stopper la demande illégale (www.cites.org).

La conservation des éléphants à l'échelle mondiale se divise en deux grands axes : la conservation *in-situ* et la conservation *ex-situ*.

La conservation *in-situ* ou conservation «sur site» permet de protéger l'espèce au sein de son habitat naturel, en limitant les menaces propres à l'espèce. Chez

l'éléphant, une des principales actions de conservation *in-situ* est la lutte contre le braconnage.

La conservation *ex-situ* ou conservation «hors site», correspondant à la conservation de l'espèce hors de son habitat naturel. Elle consiste à prélever une partie de la population de l'habitat menacé et de la placer dans un nouvel environnement, comme un parc zoologique.

La captivité des éléphants remonte à plusieurs milliers d'années mais c'est seulement il y a quelques dizaines d'années que la présence des éléphants dans les parcs zoologiques a un rôle de conservation de leur espèce à l'échelle mondiale.

V. CAPTIVITE DES ELEPHANTS ET CONSERVATION EX-SITU

A. Historique de la captivité des éléphants

1. Les éléphants comme armes ou tributs de guerre

La domestication des éléphants d'Asie remonte à 4500 avant Jésus Christ (JC), par la civilisation harappéenne située dans la vallée de l'Indus, au milieu du Pakistan actuel. Leur utilisation par les humains remonte à plusieurs milliers d'années. Ils ont été utilisés en tant qu'armes de guerre dans de nombreuses tribus asiatiques entre 2000 avant JC et 1700 après JC. Chandragupta Maurya, qui usurpa le trône de Nanda en 321 avant JC et fonda l'empire Maurya sur le territoire de l'actuelle Inde, aurait disposé d'une armée de 9000 éléphants (Maurer, 2018).

Un événement plus connu est le périple d'Hannibal, général carthaginois (247-183 avant J.-C.) parti d'Espagne attaquer Rome en traversant les Pyrénées puis les Alpes. Son armée était composée, d'après les écrits, de 102 000 hommes et 37 éléphants (figure 10) (www.sciencesetavenir.fr).



Figure 10 : Hannibal sur un de ses éléphants : détail de la Fresque d'Hannibal exposée au Muséum du Capitole (Arnaud, 2015)

Dans la seconde moitié du premier millénaire, un grand nombre d'éléphants ont également été capturés et offerts en tant que distractions dans les jeux du cirque ou comme présents pour les hommes de pouvoir, principalement pour être utilisés dans leurs armées. En Asie, posséder des éléphants était devenu une tradition pour les nobles et les membres de la famille royale (Maurer, 2018).

L'apparition des armes à feu a mis fin à l'utilisation des éléphants en tant qu'instruments de guerre : l'éléphant d'Asie a ensuite surtout été utilisé pour le débardage du bois.

2. Les éléphants comme outils de production

Les éléphants d'Asie ont surtout été exploités pour leur force, permettant d'accomplir des travaux physiques rudes, comme le transport de bois, le labour des champs, la traction de charrettes (figure 11). C'est pourquoi les mâles adultes sont plus fréquemment utilisés pour les travaux de production (Maurer, 2018).

Les éléphants d'Asie ont été entraînés aux travaux physiques dès les années 2000 avant J.C. Les éléphants d'Afrique, bien que physiquement et intellectuellement capables de réaliser ces rudes tâches, n'ont jamais été domestiqués dans cet intérêt. La simple raison est que les diverses civilisations qui se sont succédées en Afrique n'ont pas éprouvé le besoin d'utiliser les éléphants d'Afrique comme outil, ayant trouvé d'autres alternatives aux rudes travaux manuels.



Figure 11 : Éléphants d'Asie au travail (Maurer, 2018)

3. Les éléphants comme divinités religieuses

Depuis l'époque Védique (entre -1500 et 500 avant JC), l'éléphant est une figure importante dans la religion hindouiste. Ganesh, chef des troupes divines, dieu de la sagesse, de l'intelligence et de l'éducation, est représenté par un homme à tête d'éléphant (figure 12, A).

Dans la région hindouiste également existe Airavata, un éléphant blanc aux nombreuses têtes, monture du Dieu Indra, dieu du ciel, de la foudre et de la pluie. Airavata a le rôle d'appeler les nuages. Avant la révolution de 1975, le drapeau du Laos représentait Airavata sur un fond rouge (figure 12, B) (Maurer, 2018).

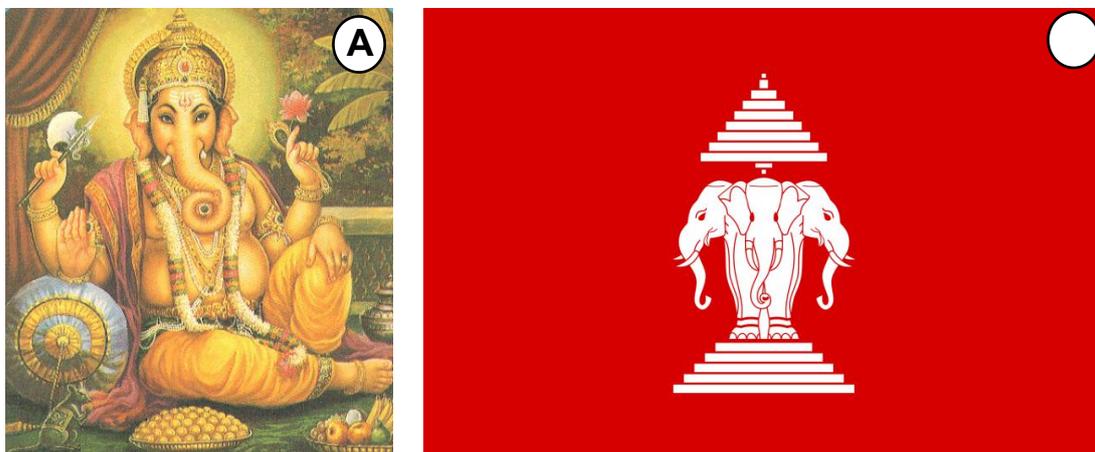


Figure 12 : Représentations des divinités hindouistes Ganesh (A) et Airavata (B) (Maurer, 2018)

Dans la religion bouddhiste qui s'est étendue en Asie à partir de 450 avant JC, l'éléphant y est tout aussi présent : le bouddha s'est réincarné plusieurs fois en éléphant et l'éléphant blanc est considéré comme un être vénéré ayant atteint un très haut niveau d'illumination.

En dehors de l'hindouisme et du bouddhisme, les populations locales du Laos continuent de pratiquer «le culte des *Phi*». Une des traditions de ce courant de pensée est de pratiquer un rituel appelé *Baci* ou *Sukwan* sur son éléphant afin de chasser les esprits sauvages et assurer son bien-être (figure 13, A). D'autres croyances, comme passer sous la trompe d'un éléphant pour s'assurer richesse, force et longévité, illustrent l'importance de l'éléphant dans les croyances populaires (figure 13, B) (Maurer, 2018).



Figure 13 : Cérémonie de Sukwan (A) et passage sous la trompe de l'éléphant (B) (Maurer, 2018)

4. Les éléphants dans les cirques

La présence d'éléphants dans les cirques modernes remonte au début du XIX^{ème} siècle, que ce soit en Amérique du Nord ou en Europe. C'est en 1796 que le premier éléphant, une jeune femelle de 2 ans, est arrivé sur le territoire américain. En 1887, plusieurs cirques de renom se sont associés pour réaliser un spectacle rassemblant 160 éléphants au Madison Square Garden à New York (Shoshani, 2006). Aujourd'hui, en Europe, la présence d'éléphants dans les cirques est très controversée. Les pays interdisant totalement la présence d'animaux dans les cirques sont au nombre de 28 à travers le monde, et de nombreux autres pays l'interdisent partiellement, que ce soit sous la forme d'arrêtés locaux ou de textes nationaux légiférant sur certaines pratiques.

En France, la présence d'animaux dans les cirques est régie par l'arrêté ministériel du 18 mars 2011, fixant les conditions de détention et d'utilisation des animaux vivants d'espèces non domestiques dans les établissements de spectacles itinérants (www.senat.fr).

5. Les éléphants dans les ménageries / parcs zoologiques

La capture d'éléphants en tant qu'animal de collection, exposés dans des ménageries, remonte à 1500 ans avant J.C, au sein de la cité d'Ur en Mésopotamie. En Europe, c'est au Moyen Age que l'intérêt pour les animaux exotiques est apparu, lors de la période d'exploration et de création des premières routes commerciales.

Les premiers zoos ont émergé au milieu du XIX^{ème} siècle. Depuis ce temps, l'éléphant reste l'animal le plus populaire auprès des visiteurs (Shoshani, 2006).

B. Intérêt de l'élevage en captivité : conservation ex-situ

Les populations captives d'éléphants en Europe font partie de programmes de conservation *ex-situ* de l'espèce. Leur but est la reproduction des éléphants en captivité afin de maintenir la population mondiale.

En Europe, l'EAZA, l'association européenne des zoos et aquariums, régit la conservation des espèces captives considérées comme menacées par l'IUCN. Chaque espèce possède un Programme Européen d'Elevage (ou EEP) qui donne les directives à suivre concernant l'alimentation, l'habitat ou le mode de vie de l'espèce.

Les éléphants d'Afrique et les éléphants d'Asie possèdent chacun un EEP distinct. Ces derniers sont rédigés par un groupe de spécialistes de l'espèce (vétérinaires, scientifiques, éthologues).

Chaque année, les EEP des éléphants d'Afrique et d'Asie publient des directives concernant la reproduction des individus et les transferts entre parcs zoologiques afin d'optimiser les chances de reproduction et d'éviter la consanguinité en captivité (www.eaza.net).

Maintenir des individus captifs dans les parcs zoologiques a également permis d'augmenter les connaissances scientifiques concernant cette espèce et de sensibiliser le public à la conservation de ces espèces menacées.

C. Difficultés de l'élevage en captivité

Les taux de reproduction des populations captives ne suffisent pas à maintenir les populations d'éléphants à ce jour. La principale difficulté rencontrée est l'incapacité à fournir aux éléphants les conditions leur permettant d'exprimer un comportement social adéquat à leur reproduction.

1. Structure sociale dans le milieu naturel

Les éléphants d'Afrique et d'Asie ont des systèmes sociaux similaires. Les femelles vivent en groupes familiaux de cinq à vingt individus menés par la matriarche, souvent la plus vieille du groupe.

Les mâles sont rejetés du groupe à l'âge de la puberté. Les mâles adultes vivent seuls ou en petits groupes temporaires avec de faibles liens sociaux, ils s'affrontent souvent pour évaluer leur statut.

L'attention du groupe social se porte sur les éléphanteaux et la matriarche. Les femelles apparentées aux éléphanteaux, et majoritairement les femelles nullipares, ont le rôle d'«allomères» ou nourrices. Elles aident à l'apprentissage des éléphanteaux mais, en retour, bénéficient de l'expérience des femelles multipares quant aux soins à apporter aux jeunes (Shoshani, 2006).

Les éléphants de forêts d'Afrique forment des groupes de plus petite taille, constitués seulement d'une femelle et son petit.

Les éléphants d'Afrique ont la particularité de scinder leurs groupes familiaux en plus petits groupes avec des liens de parenté très étroits. Lorsque plusieurs de ces groupes se réunissent, c'est l'occasion de contacts et d'échanges importants entre les membres (Shoshani 2006).

Au contraire, chez l'éléphant d'Asie, les contacts entre groupes n'existent pas ou peu (AERSM, 2017).

2. Structure sociale en captivité

En captivité, les groupes sont rarement composés de membres d'une même famille et souvent les mâles adultes sont présents en permanence avec le groupe de femelles et les jeunes. Ainsi, l'apprentissage des jeunes par les matriarches et par les autres femelles du groupe n'est pas optimal et les jeunes femelles nullipares ont plus de difficultés à acquérir un comportement maternel adéquat (Shoshani, 2006).

Depuis les années 1950, les découvertes scientifiques concernant les éléphants n'ont cessé de se multiplier. Aujourd'hui, l'anatomie et la biologie de la reproduction des éléphants sont connues avec précision permettent aux vétérinaires de parcs zoologiques d'optimiser les chances de reproduction des éléphants en captivité.

**PARTIE 2 : L' ELEPHANT MALE :
ANATOMIE DU SYSTEME REPRODUCTEUR,
CYCLE SEXUEL, COMPORTEMENT
SEXUEL**

Les éléphants d'Afrique et d'Asie possèdent des systèmes reproducteurs et des comportements sexuels similaires. Pour optimiser les reproductions en captivité, il est important de connaître les mécanismes de la spermatogenèse et les signes d'activité sexuelle chez le mâle éléphant.

I. ANATOMIE DU SYSTEME REPRODUCTEUR MALE

Le système reproducteur mâle est composé d'organes majoritairement pairs, excepté l'urètre et le pénis (figure 14).

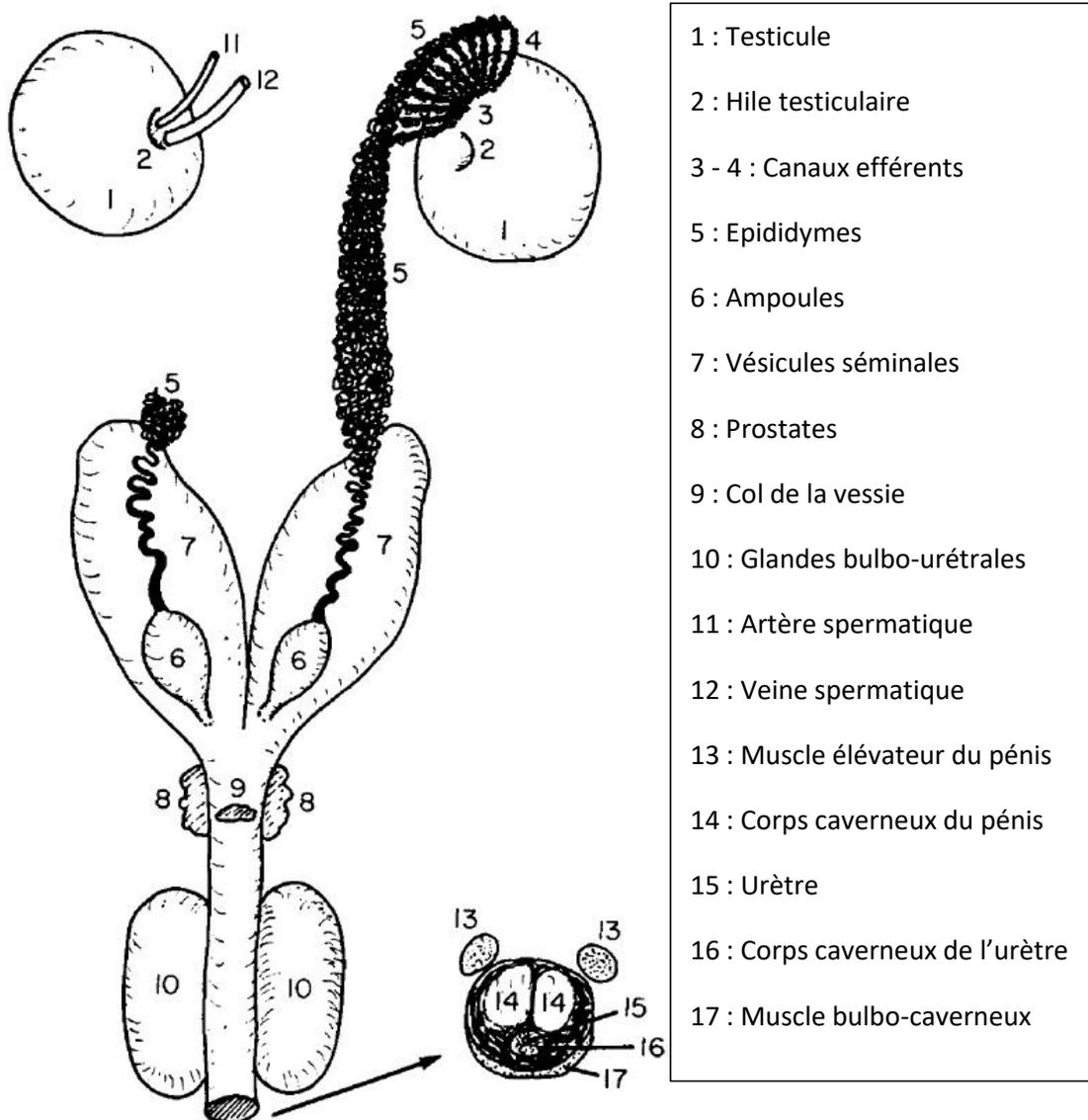


Figure 14 : Représentation schématique des voies génitales mâles chez l'éléphant, vue ventrale (Short et al, 1967)

A. Organes pairs : des testicules aux glandes bulbo-urétrales

1. Les testicules

➤ Localisation

L'éléphant est un mammifère testicorde, c'est-à-dire que les testicules sont localisés dans la cavité abdominale. Les deux testicules sont situés plus précisément en région lombaire (figure 15), médialement et légèrement postérieurement aux reins. Ils sont suspendus au plancher dorsal par un repli formé par le péritoine et du tissu conjonctif nommé mésorchium. (Short et al., 1967)

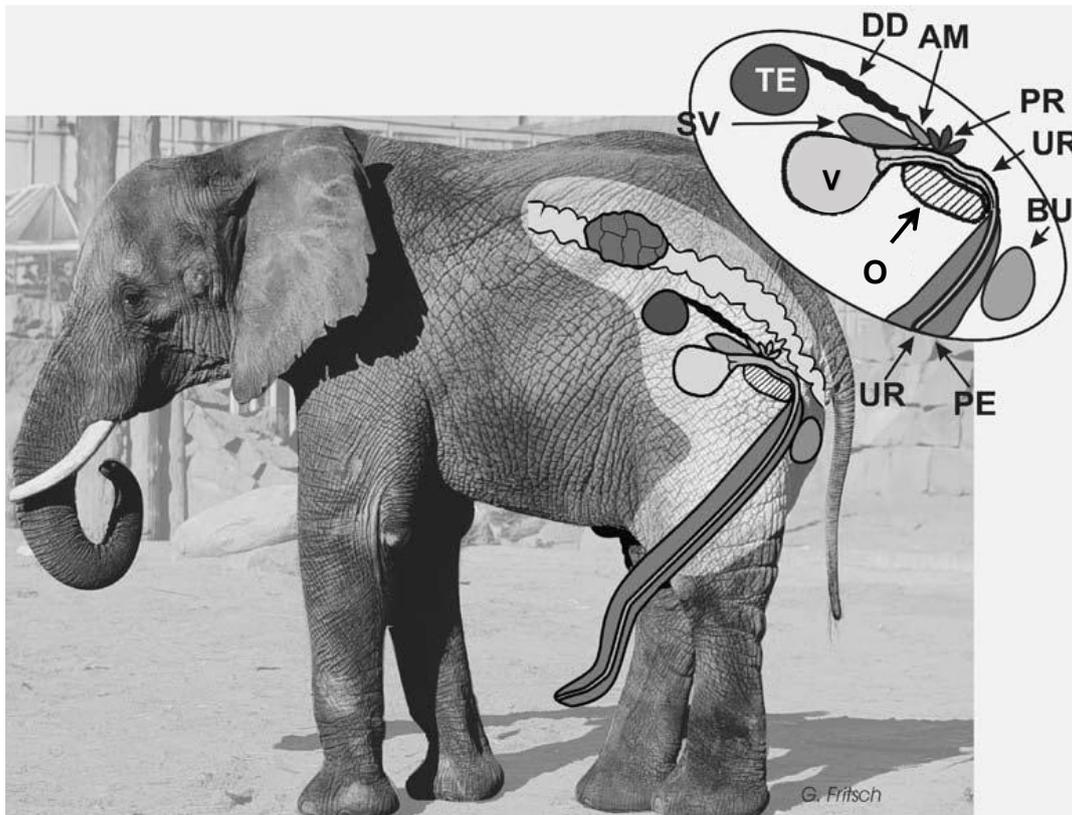


Figure 15 : Appareil reproducteur de l'éléphant mâle adulte
(modifié d'après Hildebrandt, 2006 (a))

Organes reproducteurs :

TE : testicule

DD : canal déférent

AM : ampoule

SV : vésicule séminale

PR : prostateglandes sexuelles accessoires

BU : glande bulbo-urétrale

UR : urètre

PE : pénis

Organes non reproducteurs :

V : vessie

O : os pelvien

➤ Aspect macroscopique - Taille

Les testicules sont de forme ovoïde. Leur taille est de 2cm de diamètre à la naissance et atteint 9 cm de diamètre juste avant la puberté. La taille testiculaire des mâles reproducteurs peut aller jusqu'à 17cm pour 3 kg. Les testicules des mâles dominants sont de plus grande taille que ceux des autres subordonnés (Schmitt, 2006).

➤ Aspect histologique

Il n'existe pas de plexus pampiniforme chez l'éléphant. Chez la plupart des mammifères, la température des testicules est abaissée de quelques degrés par rapport à la température corporelle grâce au plexus pampiniforme. Cependant, chez l'éléphant, le plexus pampiniforme est absent. Cette particularité morphologique ne nuit pas à la spermatogenèse, car la température corporelle de l'éléphant est de 34 à 36°C, plus basse que celle des autres mammifères (Schmitt, 2006).

De même, il n'existe pas de muscle crémaster chez les éléphants (Short et al., 1967).

Les testicules sont composés d'une tunique mince recouvrant le tissu conjonctif. Dans ce tissu conjonctif, plusieurs structures spécialisées sont identifiables.

- Les tubules séminifères sont le siège de la spermatogenèse. Leur diamètre chez l'éléphant est de 124 à 232 μm et leur diamètre augmente avec l'âge. Ils se rejoignent pour former un tuyau unique nommé *rete testis*.

- Les cellules de Leydig, formant le tissu interstitiel, quant à elles, permettent la synthèse de testostérone testiculaire. Elles sont en nombre variable et apparaissent parfois en grappes (figure 16) (Short et al., 1967).

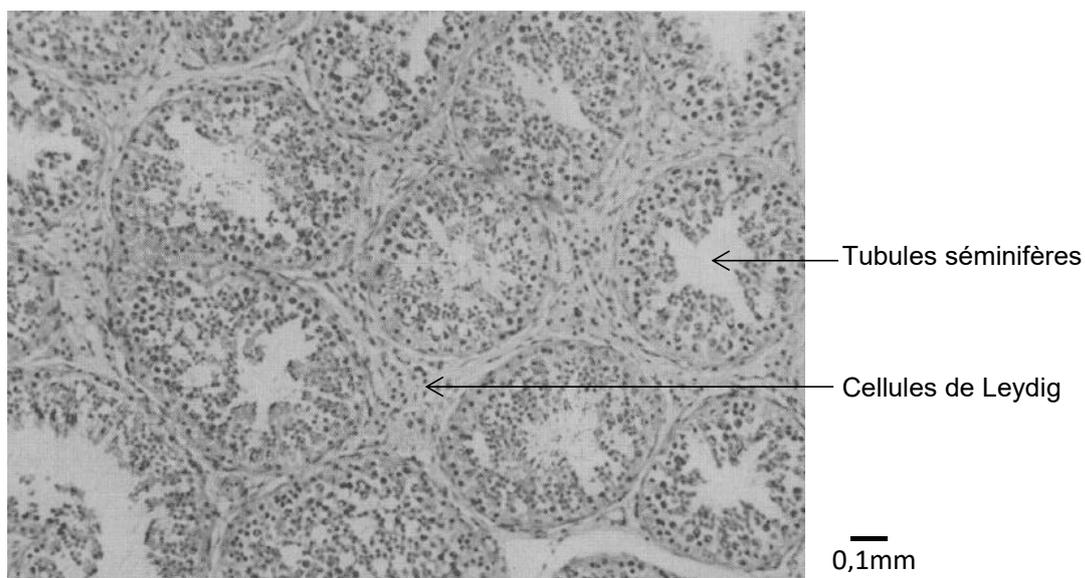


Figure 16 : Coupe histologique de testicule d'éléphant d'Afrique, coloration HE*, observation au microscope optique, x100 (Short et al., 1967)

* Coloration HE : coloration à l'hémalun-éosine

➤ Circulation sanguine

Une artère unique, provenant de l'artère rénale par le mésorchium, pénètre dans le testicule où elle se divise en de nombreuses artérioles dirigées du hile vers la surface testiculaire. Chez les autres mammifères, le sang doit être abaissée lors de son passage dans le scrotum avant d'atteindre les testicules, donc la circulation sanguine se fait, au contraire, de la surface testiculaire vers le hile central (Schmitt, 2006).

La veine spermatique, atteignant 2 à 5 cm de diamètre, sort au niveau du hile pour rejoindre une autre veine, provenant de la surface testiculaire sous la tunique albuginée. Cette veine commune rejoint ensuite la veine rénale.

➤ Circulation lymphatique

De nombreux vaisseaux lymphatiques mesurant jusqu'à 1 cm de large drainent les testicules. Des nœuds lymphatiques sont situés dans le mésorchium.

➤ Innervation

Le nerf spermatique est visible à l'œil nu, localisé postérieurement à l'artère et à la veine spermatiques.

2. Les épидидymes

➤ Localisation

Contrairement aux mammifères chez lesquels la localisation des testicules est scrotale, l'épididyme n'est pas adhérent à la surface du testicule chez l'éléphant. Il est situé entre les canaux efférents et l'ampoule (figure 17) (Glover, 1973).

➤ Aspect macroscopique - Taille

Macroscopiquement, l'épididyme ressemble à un cordon de 150 à 200 cm de long. En réalité, il est composé d'un canal très circonvolutionné, entouré de tissu conjonctif. Comme chez les autres mammifères, il existe chez l'éléphant trois régions dans l'épididyme bien différenciées par leur diamètre : la tête, le corps et la queue (figure 18).

Le canal a un diamètre externe de 0,6mm au niveau de la tête et du corps pour atteindre 2 mm au niveau de la queue de l'épididyme. Une fois déplié, ce canal peut atteindre une longueur de 50 mètres.

L'épididyme et le canal déférent qui le prolonge sont peu différenciables (Short et al., 1967 ; Schmitt, 2006).

Testicule en position scrotale

Testicule en position abdominale

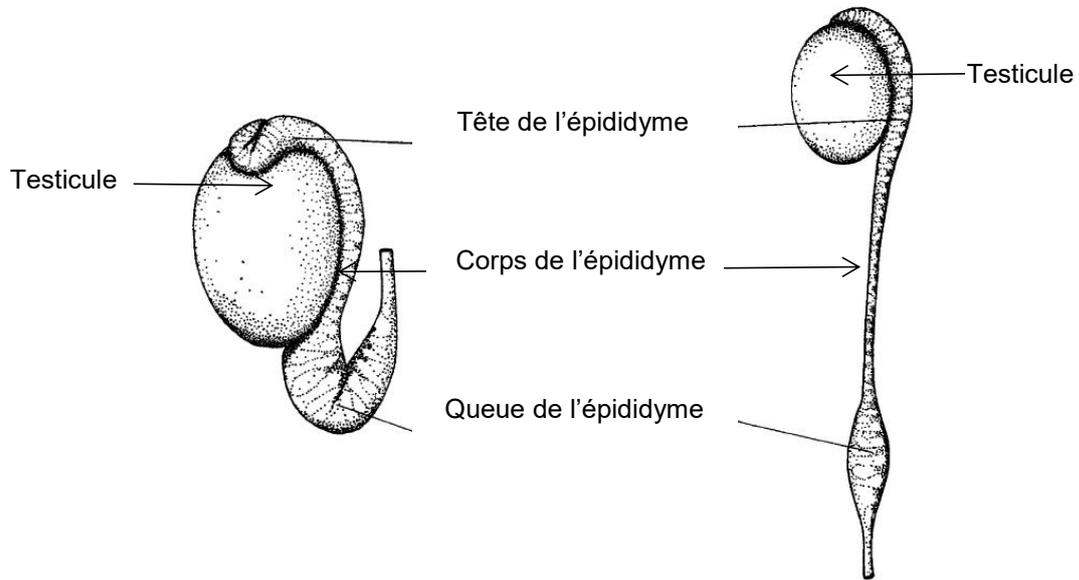


Figure 17 : Schéma comparatif de l'épididyme chez un mammifère scrotal et chez un mammifère testiconde (Glover, 1973)

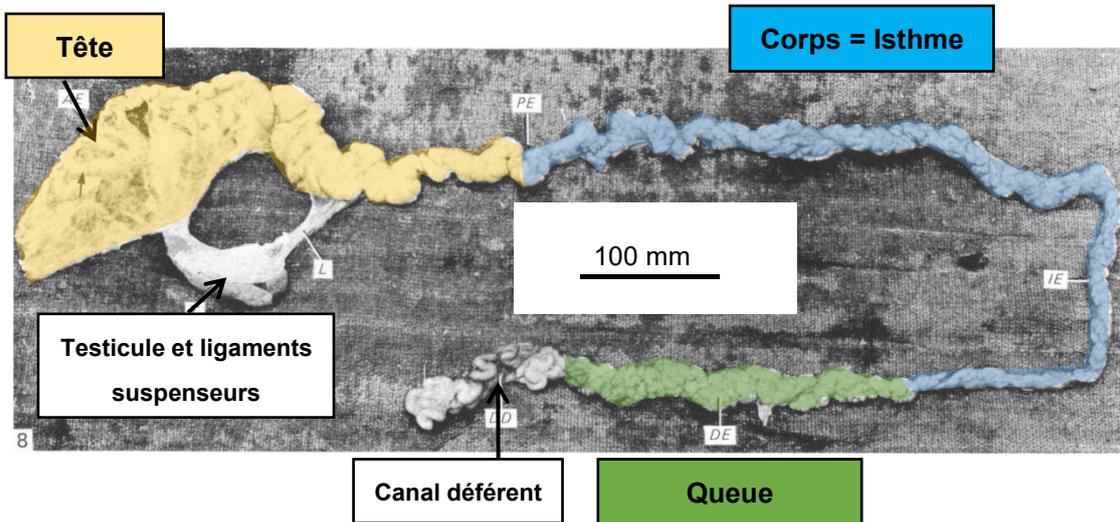


Figure 18 : Dissection du conduit génital mâle sur un éléphant d'Afrique (Jones et Brosnan, 1981)

➤ Rôle

L'épididyme permet la réabsorption des fluides testiculaires et la maturation des spermatozoïdes.

La notion de spermatocrite représente la proportion de spermatozoïdes dans le liquide spermatique : il se produit une augmentation du spermatocrite entre la tête et le corps de l'épididyme.

Le spermatocrite est calculé avec la formule suivante :

$$\text{Spermatocrite (en \%)} = \frac{\text{Volume spermatozoïdes (en ml)}}{\text{Volume sperme (en ml)}} \times 100$$

Chez les éléphants, le spermatocrite est d'environ 25% dans la tête de l'épididyme et atteint les 50% dans la queue de l'épididyme (Jones, 1980).

Chez l'éléphant, les spermatozoïdes matures possèdent quatre parties (figure 19) :

- une tête : elle possède une coiffe acrosomiale recouvrant les 2/3 du nucléus, condensé et homogène.
- un cou : partie courte située en prolongement de la tête, elle contient deux centrioles et un matériel dense sphérique, sans que l'on connaisse son rôle à l'heure actuel.
- une pièce intermédiaire : elle est plus longue chez l'éléphant que chez la plupart des ruminants.
- une queue : elle est constituée du flagelle entouré par une gaine protéique. Plus on s'éloigne de la tête du spermatozoïde, plus le flagelle s'amincit (Schmitt, 2006).

Chez l'éléphant, le spermatozoïde mesure 66 µm de longueur totale, avec une tête de 7,8 µm de long et 4,7 µm de large, une pièce intermédiaire mesurant 11,1 µm et une queue de 47,3 µm (Heath et al., 1983).

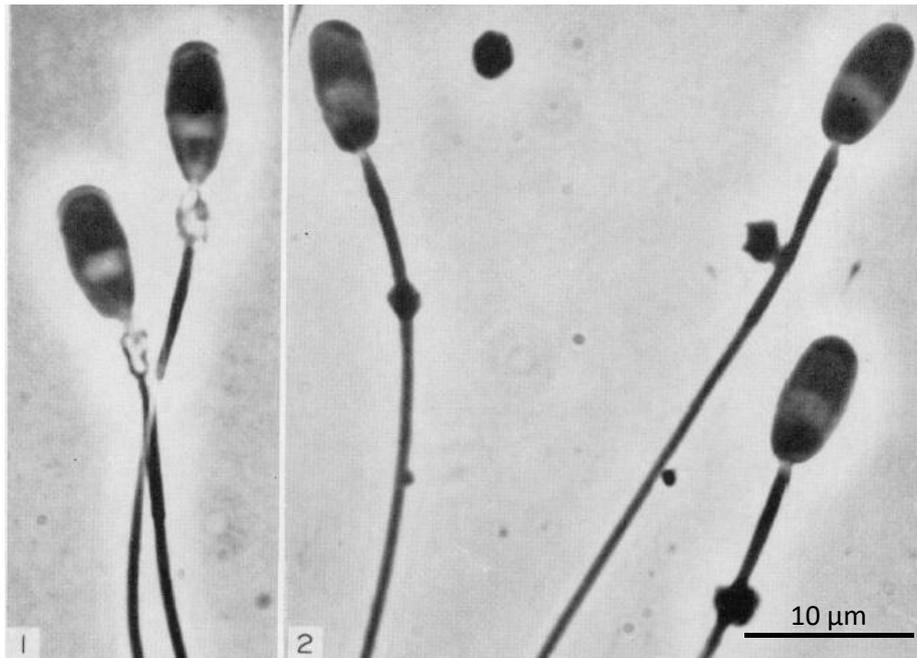


Figure 19 : Observation microscopique de spermatozoïdes d'éléphant d'Afrique, au grossissement x3000 (Jones et al., 1974)

1 : Spermatozoïdes issus du liquide spermatique au niveau du *rete testis*. La gouttelette cytoplasmique est localisée en région proximale juste en arrière du noyau.

2 : Spermatozoïdes issus du liquide spermatique au niveau du canal déférent. La gouttelette cytoplasmique est localisée en région distale de la pièce intermédiaire.

3. Les canaux déférents

➤ Localisation

Le canal déférent se situe entre l'épididyme et l'ampoule. Parfois, il est assimilé à la dernière partie de l'épididyme.

➤ Aspect macroscopique - Taille

Le canal déférent est court et légèrement circonvolutionné. Son diamètre extérieur mesure environ 1cm.

4. Les ampoules

➤ Localisation

Les ampoules correspondent à la partie terminale élargie du canal déférent. Elles se situent ventralement aux vésicules séminales et dorsalement au col vésical à son abouchement avec l'urètre (Short et al., 1967).

➤ Aspect macroscopique - Taille

Les ampoules présentent une forme conique : elles mesurent environ 6 cm de diamètre pour 8 cm de long et pèsent 50g environ. Les ampoules s'ouvrent dans le canal éjaculatoire par un orifice large d'au moins 1cm. La fermeture des ampoules est contrôlée par une prolongation du plancher des vésicules séminales (Short et al., 1967).

5. Les vésicules séminales

Il s'agit de la plus grande des glandes sexuelles accessoires pour un éléphant mâle reproducteur.

➤ Localisation

Les vésicules séminales sont situées dorsalement aux ampoules.

➤ Aspect macroscopique - Taille

Elles sont de forme ovale, à paroi épaisse. Chez certains animaux, il existe une protubérance à l'extrémité antérieure (figure 20). Les deux vésicules vides pèsent entre 400g et 1kg selon l'âge de l'animal (Short et al., 1967).

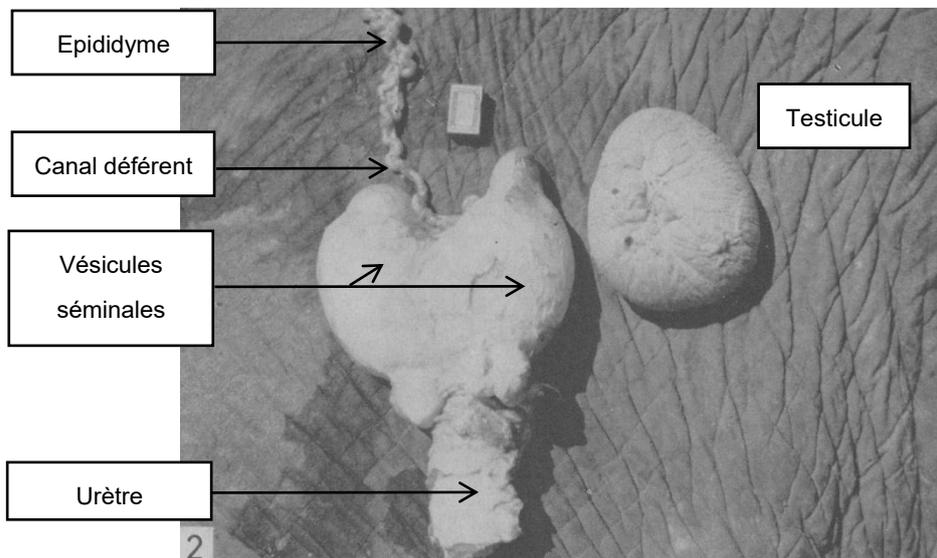


Figure 20 : Appareil reproducteur mâle après dissection chez un éléphant d'Afrique (Short et al., 1967)

➤ Rôle

Les vésicules séminales permettent la production et le stockage du liquide séminal. Chacune des glandes peut contenir jusqu'à 1,5 L de fluide. A chaque éjaculation, les vésicules séminales libèrent 25 à 150 ml de fluide, jusqu'à 5 fois par jour (Schmitt, 2006). Le liquide séminal représente une fraction majeure du sperme et possède une forte teneur en fructose (jusqu'à 150 mg/100ml de fluide) (Short et al., 1967).

6. Les prostates

Elles sont au nombre de deux chez l'éléphant. Il s'agit de la seule glande sexuelle accessoire dont la taille et la structure varient entre l'éléphant d'Afrique et l'éléphant d'Asie (Hildebrandt et al., 2000 (b)).

➤ Localisation

Les prostates sont situées au dessus de l'urètre, caudalement aux vésicules séminales (Short et al., 1967 ; Schmitt, 2006).

➤ Aspect macroscopique - Taille

Chaque prostate est formée de trois lobes. Chez l'éléphant d'Afrique, les prostates peuvent atteindre 5 cm de diamètre alors que chez les éléphants d'Asie, elles ont un diamètre plus faible, de 2cm (Schmitt, 2006).

➤ Aspect histologique

Chez l'éléphant d'Afrique, les glandes prostatiques sont composées de nombreuses cavités irrégulières, tapissées de tissu glandulaire de type tubulo-alvéolaire (Short et al., 1967 ; Schmitt, 2006). Chez l'éléphant d'Asie, le tissu glandulaire forme un épithélium cuboïde de faible épaisseur, plus lisse (Hildebrandt et al., 2000 (b)).

➤ Rôle

Les prostates permettent la sécrétion du liquide prostatique, constitué de fructose, d'acide citrique et d'acide sialique (Short et al., 1967). Le rôle du liquide prostatique n'est pas bien défini à ce jour.

7. Les glandes bulbo-urétrales

➤ Localisation

Les glandes bulbo-urétrales sont localisées caudalement à la partie fixe (ou racine) du pénis et dorso-latéralement à l'urètre, à environ 2 cm de la surface de la peau (Hildebrandt et al., 2000 (b)).

➤ Aspect macroscopique - Taille

Les glandes bulbo-urétrales mesurent 10 à 12 cm de diamètre (Schmitt, 2006).

➤ Aspect histologique

Le tissu interne des glandes est tubuloalvéolaire, et la partie externe est formée d'une épaisse couche de fibres musculaires lisses (figure 21) (Short et al., 1967 ; Schmitt, 2006).

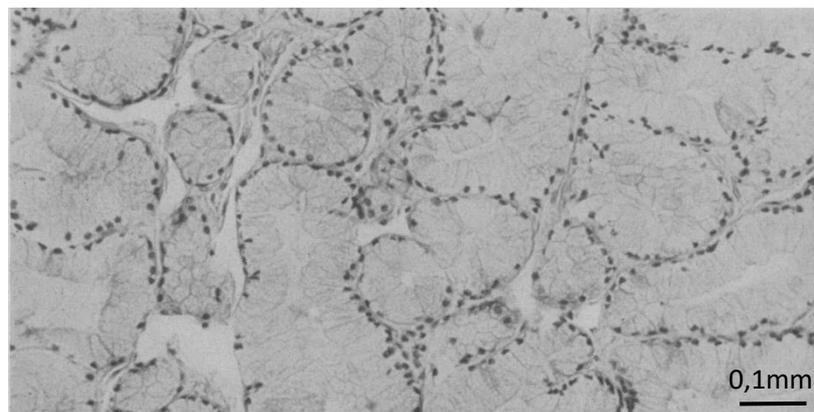


Figure 21 : Aspect histologique des glandes bulbo-urétrales en coupe transversale chez un éléphant d'Afrique, coloration HE, observation au microscope optique, x160 (Short et al., 1967)

➤ Rôle

Les glandes bulbo-urétrales permettent de produire un liquide épais transparent, permettant le nettoyage de l'urètre et le contrôle du pH urétral avant éjaculation, ainsi que la lubrification de la zone vulvaire de l'éléphante. La quantité de liquide produit à chaque éjaculation avoisine les 5 à 20 ml pour les deux glandes bulbo-urétrales (Hildebrandt et al., 2000 (b)).

B. Organes pairs : de l'urètre au pénis

1. L'urètre

➤ Localisation

L'urètre est formé par la jonction des deux abouchements des ampoules et se termine à l'extrémité distale du pénis (Hildebrandt, 2000 (b)).

➤ Aspect macroscopique - Taille

Il s'agit d'un conduit de 75 cm de long, divisé en trois parties : la partie prostatique, l'isthme et la partie caverneuse. La lumière de l'urètre se rétrécit dans l'isthme puis s'élargit de nouveau dans la partie caverneuse. L'isthme et la partie caverneuse sont séparés par un sphincter. La partie caverneuse de l'urètre se situe dans le corps spongieux du pénis. L'abouchement de l'urètre se fait à l'extrémité du pénis, par un orifice en forme de Y .

Localisé à 1cm caudalement à l'ouverture de la vessie, se trouve un bourrelet interne dorsal nommé *colliculus séminal* (ou *veru montanum* en ancienne nomenclature). Il a une taille de 1,5cm de long pour 8mm de diamètre. Son rôle est de se contracter pendant l'éjaculation pour empêcher la remontée des spermatozoïdes dans la vessie et pour empêcher la miction pendant l'éjaculation (Hildebrandt et al., 2000 (b)).

2. Le pénis

➤ Localisation

Le pénis est situé ventralement, entre les deux membres pelviens de façon symétrique. Il est attaché aux os pubiens par les muscles ischio-caverneux (Hildebrandt, 2000 (b)).

➤ Aspect macroscopique - Taille

Le pénis d'un mâle adulte peut mesurer 1 m de long pour 16 à 20 cm de diamètre et il peut peser jusqu'à 27 kg. Le pénis de l'éléphant est proportionnellement long par rapport à la taille de l'animal ; ceci est à mettre en rapport avec la position de la vulve de l'éléphante, située en région ventrale, près de l'ombilic. L'extrémité distale du pénis forme un gland recouvert du prépuce, repli épidermique dont il s'extériorise pendant l'érection. Le pénis a une forme en S qui disparaît lors de l'érection (Schmitt, 2006).

Chez certains animaux, la racine du pénis et les glandes bulbo-urétrales forment une masse localisée sous la queue, plus visible en période d'activité sexuelle (Hildebrandt, 2000 (b)).

➤ Rôle

Le pénis permet la pénétration dans le vestibulum vaginal de la femelle et le dépôt de la semence. Il est très mobile et permet des mouvements indépendants du bassin. De très faibles mouvements du bassin sont ainsi nécessaires à la pénétration et l'éjaculation (Schmitt, 2006).

II. CYCLE SEXUEL CHEZ LE MALE

A. Age de maturité sexuelle

Chez les mâles, la puberté et l'activité gonadique débute dès l'âge de 10-11 ans (MacNeilly et al., 1983).

Chez les éléphants mâles, il existe un phénomène sexuel particulier : le musth. Il débute entre 10 et 15 ans en captivité et avant 25 ans dans le milieu naturel. Le musth correspond à un état périodique d'excitation sexuelle associé à un changement de comportement de l'éléphant mâle. Les détails seront indiqués dans le paragraphe de la Partie 2, II, C.

B. Endocrinologie du cycle sexuel

Les hormones impliquées chez les mâles éléphants sont semblables à celles que l'on retrouve chez les autres mammifères. Seules les particularités liées à l'espèce sont évoquées ici.

1. Le complexe hypothalamo-hypophysaire

Comme chez les autres mammifères, l'éléphant possède un axe hypothalamo-hypophysaire qui régule l'excrétion des hormones mâles par les testicules. Chez l'éléphant, les périodes de musth sont liées aux sécrétions des hormones de l'axe hypothalamo-hypophysaire.

➤ GnRH (Gonadotrophin Releasing Hormone)

Plusieurs études ont démontré une augmentation de la concentration de LH (Luteinizing Hormone) et de testostérone lors de la période de musth (Yon et al.,

2007 ; Kaewmanee et al., 2011 ; Somgird et al., 2016). La période de musth des éléphants mâles est liée à une augmentation de la production de GnRH.

➤ LH (Luteinizing Hormone)

La concentration de LH est maximale pendant la phase de pré-musth, environ 4 semaines avant le début du musth. Elle reste élevée pendant toute la phase de pré-musth puis elle décroît pour atteindre des valeurs basses durant tout le reste de la période de musth. Ces valeurs sont significativement plus élevées que pendant la phase de non-musth (Kaewmanee et al., 2011).

➤ FSH (Follicle Stimulating Hormone)

Les variations de FSH sont moins évidentes que les variations de LH mais suivent globalement le même profil. Les concentrations de FSH sont élevées en périodes de pré-musth, diminuent pendant la période de musth et retrouvent des valeurs basales pendant la période hors musth (figure 22) (Kaewmanee et al., 2011).

2. Les hormones sexuelles

➤ Testostérone

Chez les éléphants, les variations de concentration circulante en testostérone sont liées à plusieurs facteurs : l'âge, les périodes de musth et le rang social.

✓ *Variations de la testostéronémie en fonction de l'âge*

Les concentrations basales de testostérone sanguine augmentent au moment de la puberté, vers l'âge de 10-11 ans chez les éléphants d'Afrique comme chez les éléphants d'Asie. Avant la puberté, elles sont inférieures à 1 ng/ml et dépassent cette valeur une fois l'éléphant pubère (McNeilly et al., 1983).

✓ *Variations de la testostéronémie selon la période musth/non-musth*

Chez l'éléphant d'Asie, les concentrations en testostérone atteignent des concentrations sanguines très élevées lorsque l'éléphant rentre en période de musth (tableau 7).

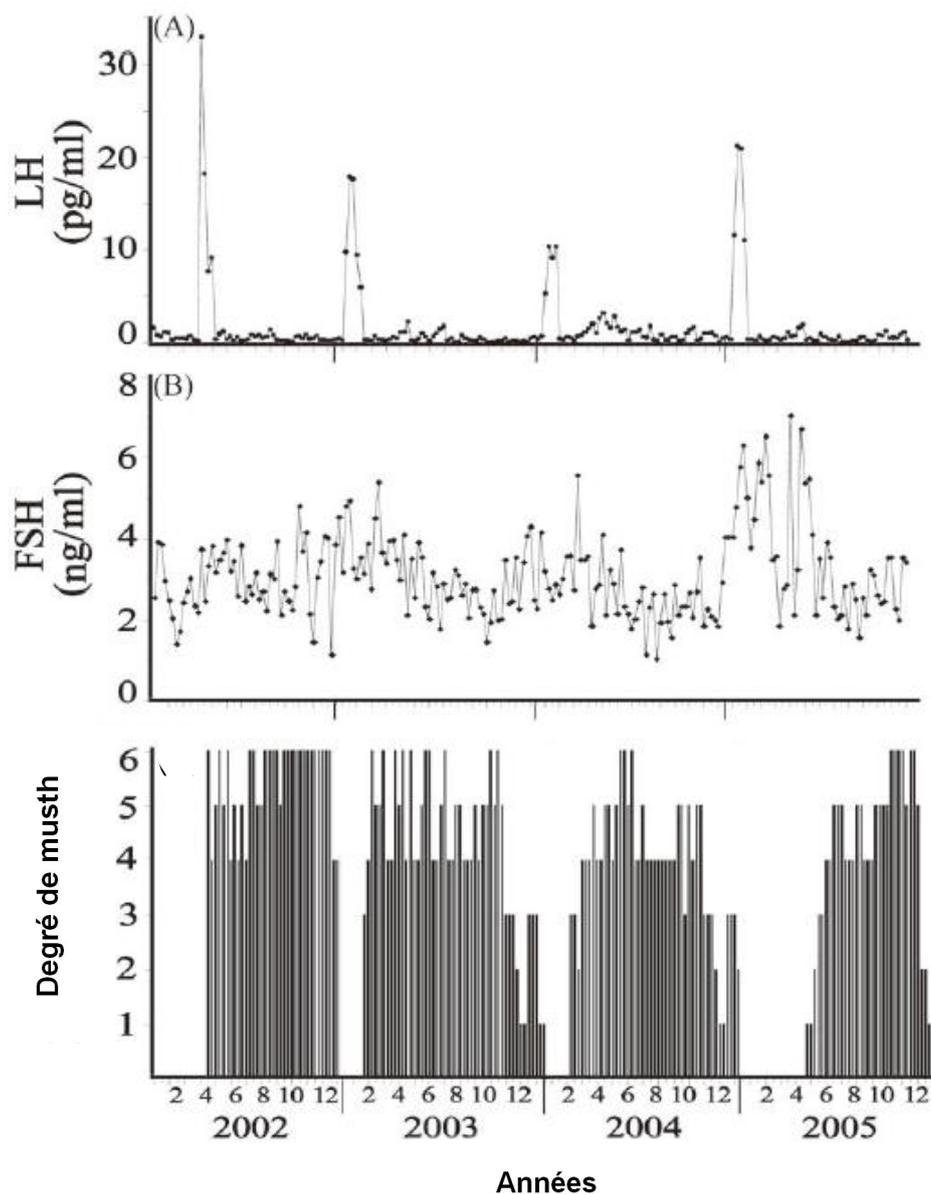


Figure 22 : Concentrations sériques de LH (A), FSH (B) e fonction du degré de musth (C) chez un éléphant d'Afrique mâle de 33 ans, sur une durée de 4 ans (Kaewmanee et al., 2011)

Tableau 7 : Concentrations sanguines en testostérone en fonction de l'espèce et de la période (musth/non-musth) (Rasmussen et al., 1984)

n représente le nombre d'échantillons pour chaque catégorie.

	Non-musth	Musth
Éléphant d'Afrique	0,53 ng/ml (0,38 - 0,68) (n=6) + une valeur à 6,64 ng/ml chez un mâle dominant	Non évalué
Éléphant d'Asie	2,62 ng/ml (1,84 - 5,35) (n=5)	26,10 ng/ml (19,10 - 40) (n=4)

Chez l'éléphant d'Afrique, les périodes de musth sont liées à l'augmentation de la testostérone sanguine (figure 24) (Ganswindt et al., 2005). L'éléphant d'Asie mâle montre un comportement très agressif au moment de la chute de testostérone. On peut conclure que la période de musth succède au pic de testostérone (figure 23) (Lincoln et Ratnasooriya, 1996). Cette période d'agressivité n'est pas liée à une synthèse d'adrénaline, hormone du stress (Ganswindt et al., 2005) ni avec une synthèse de cortisol (Ganswindt et al., 2003).

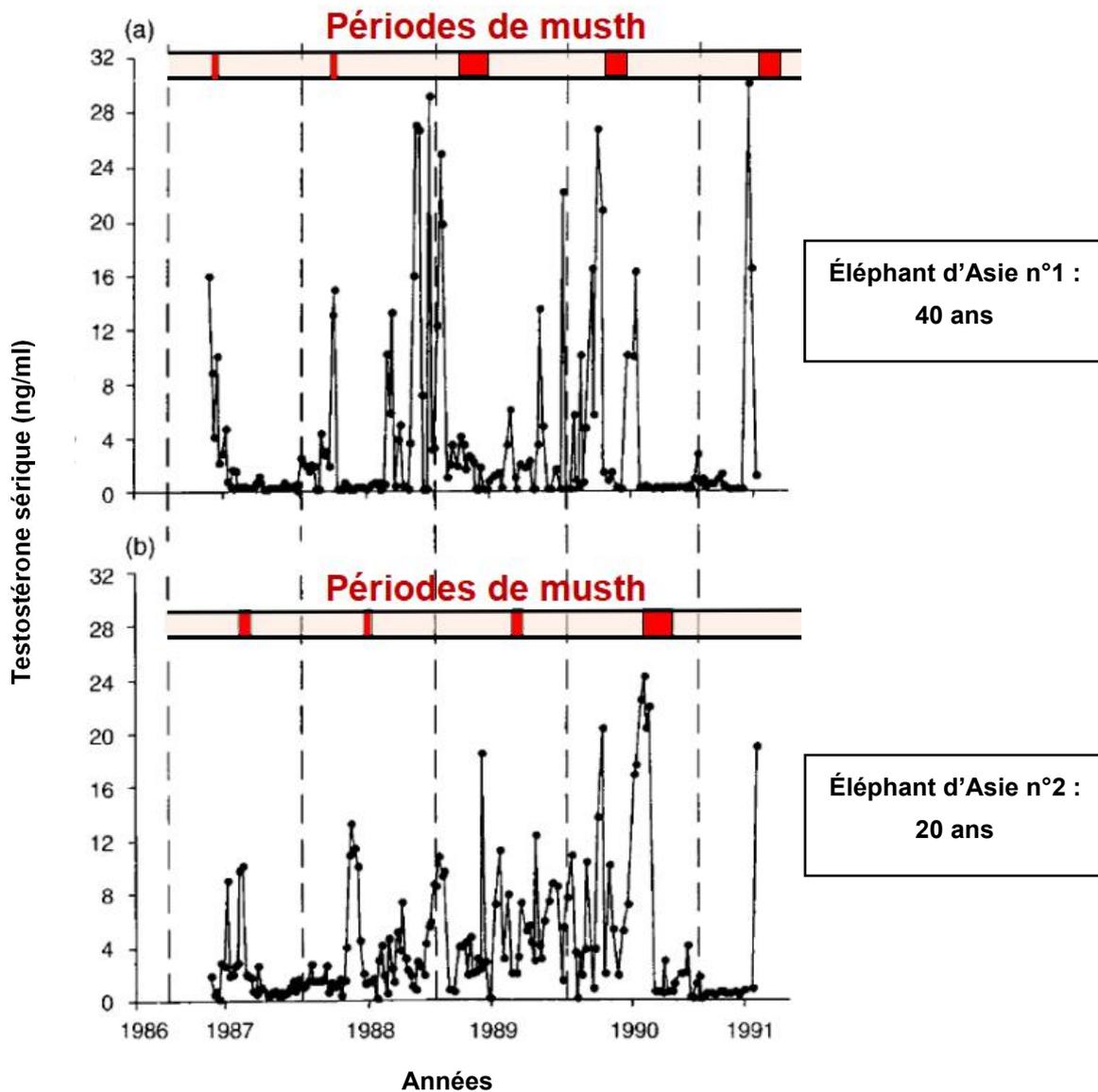


Figure 23 : Concentration de la testostérone sérique en fonction de la période (musth/non-musth) chez deux mâles éléphants d'Asie (Lincoln et Ratnasooriya, 1996)

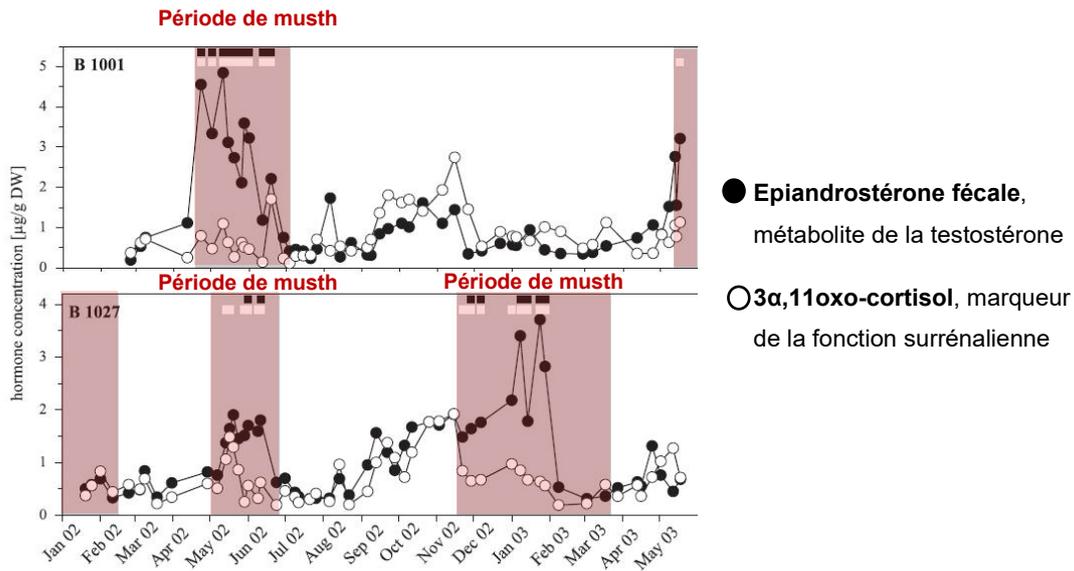


Figure 24 : Concentrations de deux stéroïdes en fonction de la période (musth/non-musth) chez deux mâles éléphants d'Afrique (Ganswindt et al., 2005)

✓ Variations de la testostérone selon le rang social

Chez les éléphants d'Asie, la concentration sanguine de testostérone moyenne est plus élevée chez les mâles dominants. Les mâles non dominants ont une valeur de testostérone moyenne plus faible et n'ont pas d'alternance musth/non-musth (Lincoln et Ratnasooriya, 1996).

➤ Inhibine et activine

L'inhibine et l'activine sont des hormones glycoprotéiques intervenant dans le contrôle des synthèses hormonales au niveau des testicules.

✓ Synthèse de l'inhibine et de l'activine

Leur lieu de synthèse diffère selon l'espèce d'éléphant. Chez les éléphants d'Asie, les cellules de Sertoli sont le lieu majoritaire de synthèse de l'activine et de l'inhibine. Il existe une production d'activine par les cellules de Leydig en moindre quantité. Chez les éléphants d'Afrique, l'activine et l'inhibine sont produites à la fois dans les cellules de Leydig et dans les cellules de Sertoli (Chaichanathong et al., 2018).

✓ Variations de l'inhibine en période de musth

Chez les éléphants d'Afrique, la sécrétion d'inhibine est plus importante en période de musth. L'augmentation d'inhibine et de testostérone en période de musth pourrait être liée à l'augmentation du taux de LH et de FSH pendant les phases de pré-musth (Chaichanathong et al., 2018).

➤ AMH (Hormone anti-Müllerienne)

✓ *Variations de l'AMH selon la race et le sexe*

Les concentrations d'AMH sont les mêmes chez l'éléphant d'Asie et l'éléphant d'Afrique, mais elles sont plus élevées chez les mâles que chez les femelles (tableau 8) (Dow et al., 2011).

Tableau 8 : Valeurs biologiques moyennes de l'AMH selon l'espèce et selon le sexe
(Dow et al., 2011)

Les nombres indiqués dans le tableau correspondent à la moyenne \pm écart-type.
n représente le nombre d'échantillons pour chaque catégorie.

	Mâle	Femelle
Éléphant d'Asie	31,01 \pm 4,22 ng/mL (n=21)	0,19 \pm 0,02 ng/mL (n=20)
Éléphant d'Afrique	40,27 \pm 3,18 ng/mL (n=20)	0,17 \pm 0,04 ng/mL (n=41)

✓ *Variations de l'AMH selon l'âge*

La concentration d'AMH diminue avec l'âge de l'animal. Elle est élevée chez l'éléphant mâle prépubère, diminue chez l'éléphant mâle mature (8 à 35 ans) et atteint des valeurs minimales chez l'éléphant mâle âgé de plus de 36 ans (figure 25) (Dow et al., 2011).

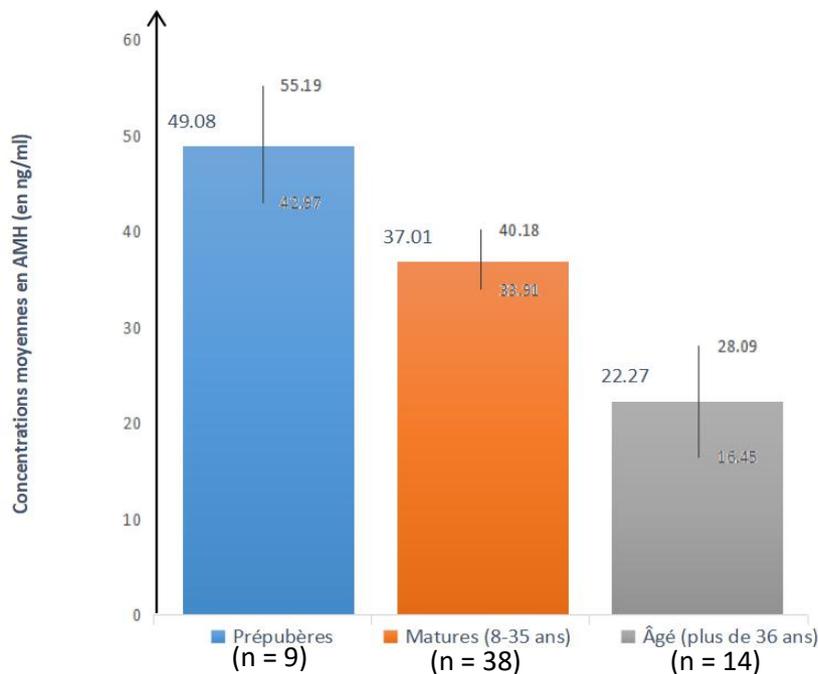


Figure 25 : Concentrations sanguines moyennes en AMH chez l'éléphant mâle selon l'âge
(Dow et al., 2011)

n représente le nombre d'échantillons pour chaque catégorie.

Les échantillons proviennent à parts égales d'éléphants d'Afrique et d'Asie.

Les traits verticaux représentent l'intervalle de confiance (moyenne \pm écart-type).

✓ *Variations selon l'activité sexuelle*

Le taux d'AMH ne dépend pas de la période (musth/non musth) (Dow et al., 2011).

C. Comportement sexuel chez le mâle

Le mâle peut être sexuellement actif en période de musth ou hors des périodes de musth. Le succès des accouplements sera identique dans les deux cas. En général, les mâles sexuellement actifs n'étant pas en musth sont les plus jeunes mâles (moins de 24 ans) dont le musth est inhibé par la présence des vieux mâles dominants (Poole, 1987).

1. Le musth : description

➤ Définition

Le musth est un phénomène physiologique de l'éléphant, caractérisé par son comportement agressif, la sécrétion de ses glandes temporales et un écoulement continu d'urine (Somgird et al., 2016). Sa durée est très variable, de deux semaines à cinq mois (Ananth, 2000). Chez les éléphants d'Asie, le musth apparaît chez les mâles âgés de 15 à 60 ans, une fois par an et dans certains cas, deux fois par an. Le musth n'est pas un phénomène saisonnier mais dans le milieu naturel, il apparaît annuellement de façon cyclique chez les animaux matures ayant établi leur place dans le groupe social, à partir de 20 ans (Lincoln et Ratnasooriya, 1996 ; Ananth, 2000).

Outre les manifestations comportementales, le musth se manifeste par des sécrétions des glandes temporales et des émissions d'urines en grande quantité (figure 26).

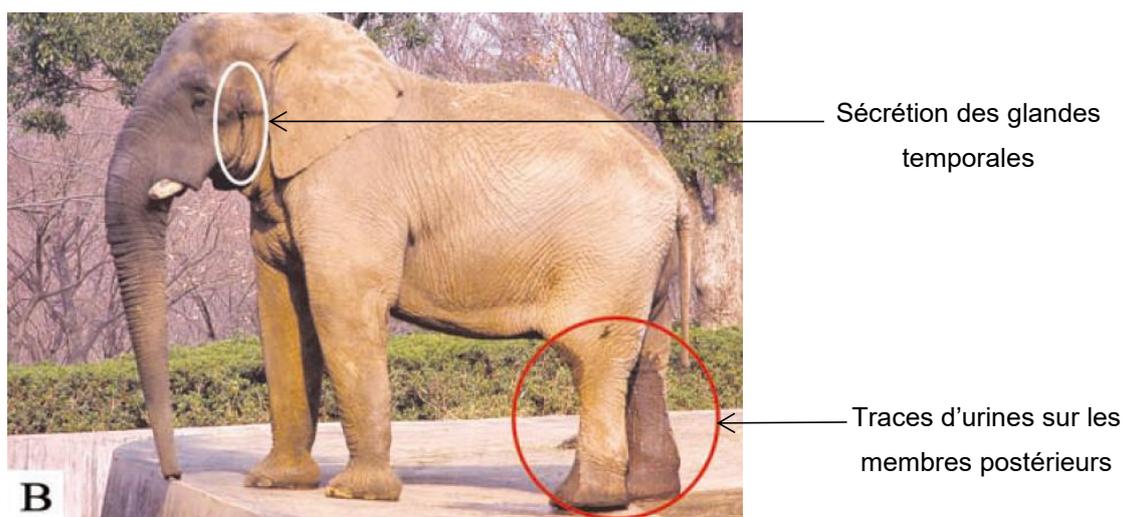


Figure 26 : Éléphant d'Afrique mâle de 37 ans en période de musth (Kaewmanee et al., 2011)

➤ Glandes temporales

Les glandes temporales des éléphants proviennent d'une évolution des glandes sébacées que possédaient leurs ancêtres les mammouths.

Il existe deux glandes temporales chez les éléphants, situées de chaque côté de la tête dans la fosse temporale environ à mi-chemin entre l'œil et l'oreille. Elles s'ouvrent à la surface de la peau par un conduit unique (figures 26 et 27).

Les glandes temporales synthétisent une sécrétion pâteuse de couleur brune et à l'odeur nauséabonde, appelée «frontaline». Cette sécrétion libère des signaux chimiques volatiles qui informent d'une part les femelles sur les capacités de reproduction du mâle et d'autre part les mâles quant à leur position dans la hiérarchie. Par exemple, les sécrétions des jeunes mâles éléphants prépubères sont différentes de celles des mâles adultes. Le comportement des mâles sera pacifique envers ces jeunes, qui ne sont pas des rivaux pour la reproduction (Ananth, 2000).

Chez les femelles éléphants, les glandes temporales existent également et peuvent présenter une sécrétion intermittente selon leur état émotionnel et physique (stress, gestation...). La sécrétion reste tout de même moins abondante que chez les mâles en période de musth (Rajaram, 2006).

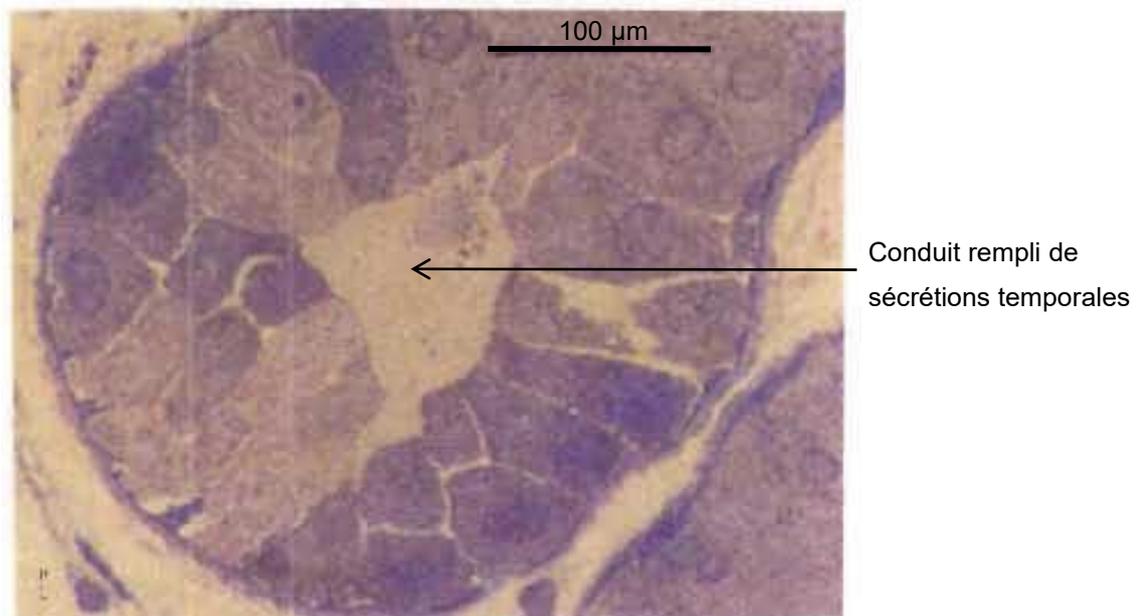


Figure 27 : Structure histologique d'une glande temporale d'éléphant d'Asie mâle en période de musth, coloration à l'hémalun-éosine, observée au microscope photonique x100 (Rajaram, 2006)

➤ Émission d'urines en grande quantité

En période de musth, les éléphants mâles émettent des urines de façon continue. Tout comme la frontoline libérée par les glandes temporales, les urines libèrent des phéromones sexuelles volatiles lors de la période de musth. Grâce à leur système voméronasal complexe, les éléphants peuvent interpréter ces signaux chimiques.

Comme pour les sécrétions temporales, les signaux chimiques urinaires sont différents selon le statut hiérarchique de l'éléphant et, par conséquent, la réaction des individus aux alentours ne sera pas la même en présence d'un jeune éléphant prépubère ou d'un éléphant mature (Hollister-Smith et al., 2008).

➤ Changement de comportement

Les principales manifestations du musth sont le comportement destructeur envers les humains, en particulier envers les cornacs, l'impulsivité, le port des oreilles écartées, les yeux grands ouverts et larmoyants, le corps raide et la trompe tendue, émettant des souffles réguliers (Ananth, 2000). L'expression du musth varie selon la phase.

2. Les différentes étapes du musth

Le musth peut se décomposer en trois parties : le pré-musth, le musth et le post-musth.

➤ Pré-musth

Le pré-musth dure entre 10 à 15 jours. La glande temporale se développe et l'éléphant cherche à la toucher avec la trompe ou à se frotter la tempe contre les arbres. Sa sécrétion est pâteuse de couleur brune, composée de 2-butanones, molécules très volatiles et d'odeur nauséabonde.

L'éléphant présente de fréquentes érections accompagnées d'émissions de liquide séminal, il frappe son pénis contre son abdomen. Les combats entre les autres éléphants mâles sont plus fréquents à cette période (Ananth, 2000).

➤ Musth

Cette période dure entre 30 à 45 jours. Les sécrétions temporales sont plus abondantes, elles deviennent aqueuses et libèrent des composés bioactifs informant les mâles et femelles quant au stade de musth de l'animal. Il existe principalement cinq composés volatiles chez les éléphants d'Afrique et d'Asie : le phénol, le 4-méthyl phénol, le farnesol, le farnesol monohydraté et le farnesol dihydraté.

Durant cette période, l'éléphant est plus excité, avec les oreilles écartées. Il lance des projectiles pour chasser humains et animaux, et attaque les objets. Il balance la tête et le cou de droite à gauche sans but particulier (Ananth, 2000).

➤ Post-musth

Il s'agit d'un retour progressif à la normale des caractères physiques et du comportement. A ce stade, les sécrétions temporales contiennent de la 2-nonanone, composé liquide dont l'odeur acre est très puissante (Ananth, 2000).

3. Contrôle du musth en captivité

En captivité, l'éléphant devient agressif en période de musth et il peut représenter un véritable danger pour l'équipe soignante, pour les autres congénères du groupe et pour lui-même. Il est nécessaire de bien surveiller cette période à risque.

En premier lieu, il faut sécuriser les enclos en s'assurant de la solidité des équipements. L'animal perd beaucoup de poids en cette période et s'abreuve peu, donc il faut lui donner des aliments plus riches et humides.

En complément de ces mesures de précaution, le vétérinaire peut administrer à l'éléphant des substances médicamenteuses limitant visant à limiter son agressivité.

➤ Méthode ancestrale de contrôle du musth

Le traitement réservé aux éléphants en musth en Asie n'a pratiquement pas changé depuis des siècles. La façon traditionnelle de traiter les mâles en musth consiste à attacher les animaux aux arbres et à réduire leur consommation de nourriture afin de les affaiblir. Mais de telles méthodes peuvent causer de graves blessures des membres à cause des cordes utilisées et rendre les éléphants mâles plus agressifs (Wijeyamohan, 2011).

➤ Méthode chirurgicale

La castration est également un traitement de choix pour diminuer l'agressivité des mâles éléphants en période de musth (Flanagan et Flanagan, 1983). Cependant cette solution chirurgicale conduit à supprimer le potentiel reproducteur de l'individu.

➤ Molécules anti-androgéniques

L'agressivité des éléphants est liée à l'augmentation de la concentration en androgènes sanguins (Cooper et al., 1990 ; Niemuller et Liptrap, 1991). Des traitements médicamenteux ayant un rôle anti-androgénique peuvent être administrés pour réduire ce comportement agressif. Les substances utilisées et leurs dosages sont indiqués dans le tableau 9.

Tableau 9 : Molécules anti-androgéniques utilisées dans le contrôle du musth
(Chandrasekharan et Cheeran, 1996 ; Ananth, 2000)

* Molécule en cours d'étude, elle pourrait avoir des effets permanents sur la fertilité (Oliveira et al., 2004)

** En cours d'étude (Somgird et al., 2016)

Molécule	Dose par animal	Voie d'administration	Posologie
Flutamide	5000 mg à 7500 mg	Voie orale	Une fois par jour pendant 3 jours
Halopéridol	100 mg	Voie orale	Une fois par jour pendant 3 jours
Iodure de potassium	20 mg	Voie orale	Une fois par jour pendant 3 jours
Acétate de leuprolide*		Intra-musculaire (IM)	Une fois par jour pendant 10 jours
Vaccin anti-GnRH **		Intra-musculaire (IM)	

➤ Molécules sédatives administrables en voie orale

Il est également possible d'utiliser des molécules sédatives pour contrôler la période de musth en captivité. Le protocole est d'administrer par voie orale du diazépam à la dose de 400 mg le matin et 200 mg le soir pendant cinq jours, puis la dose de diazépam est réduite progressivement jusqu'à 100 mg par jour pendant les cinq jours suivants et enfin, une dose de 100 mg par jour est administrée pendant dix jours.

L'éléphant présente un comportement normal à la fin de ces 20 jours. Après 10 mois, si les signes réapparaissent, il faut alors administrer du lorazépam à raison de 40 mg matin et soir pendant 3 jours, puis 20 mg matin et soir le 4ème jour puis 10 mg matin et soir jusqu'au 8ème jour (figure 27) (Thakuria et Barthakur, 1994 ; Ananth, 2000).

➤ Molécules anesthésiques administrables en voie injectable

Si l'animal est trop agressif, pour le sédater de façon transitoire, il est conseillé d'administrer des molécules anesthésiques. Le vétérinaire choisit le protocole anesthésique adapté selon l'effet recherché, de la sédation légère à l'anesthésie complète (tableau 10).

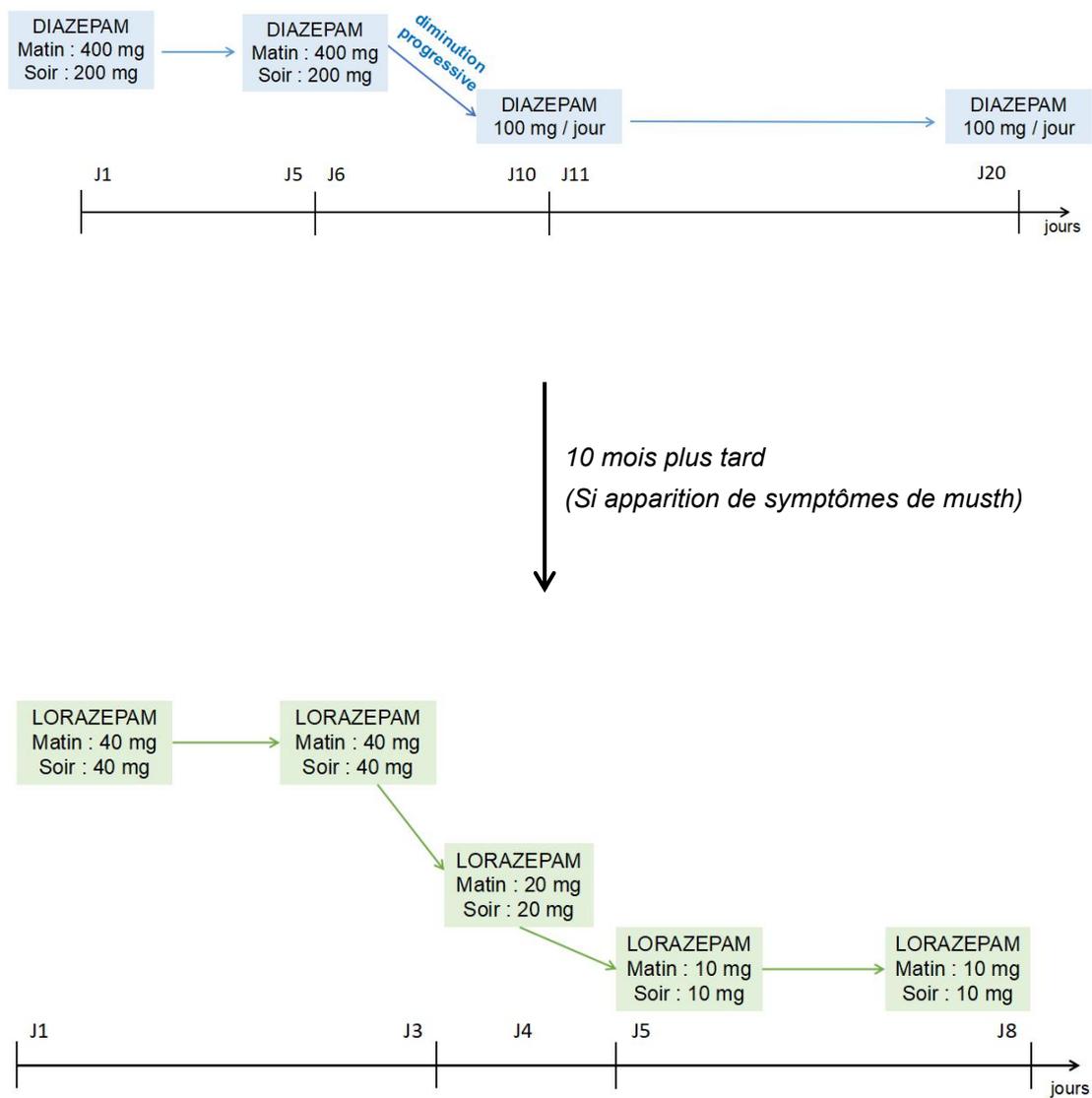


Figure 28 : Protocoles sédatifs pour le contrôle des effets du musth
(Ananth, 2000)

Tableau 10 : Molécules anesthésiques utilisées chez l'éléphant mâle
en période de musth

Les doses indiquées peuvent varier selon l'espèce :

(Asie) = Éléphant d'Asie ; (Afrique) = Éléphant d'Afrique

Sans indication concernant l'espèce, les données sont admises pour les éléphants d'Afrique et d'Asie.

Molécules ou associations de molécules	Dose (mg/kg)	Voie d'administration	Remarques	Références
Molécules anesthésiques autre qu'opioïdes				
Détomidine	0,0055 (Asie)	IM		DeSilva et Kuruwita, 1994
Médétomidine	0,003 - 0,005 (Asie)	IM		Ebedes, 1993
Xylazine	0,04 - 0,08 (Asie)	IM ou IV lente	Peut être combiné à de l'acépromazine ou de la kétamine	Fowler, 1995
	0,08-0,10 (Afrique)			Rietschel et al., 2001
	0,11 - 0,12			Fowler, 1995 Honeyman et al., 1998 Kock et al., 1993 Ananth, 2000
Opioides				
Butorphanol	0,01 - 0,03 (Afrique)	IM		Fowler, 1995 Ramsay, 2000
Carfentanyl	0,002 - 0,004 (Asie)	IM	Dose totale entre 5 et 12 mg	Fowler, 1995 Honeyman et al., 1998 Kock et al., 1993
	0,0013 - 0,0024 (Afrique)		Dose totale entre 3 et 12 mg	Fowler, 1995 Jacobson et al., 1987 Jacobson et al., 1988 Kock et al., 1993
Etorphine	0,002 - 0,004 (Asie)	IM	Dose totale entre 5 et 20 mg	Bongso et Perera, 1978 Gray et Nettasinghe, 1970 Mikota et Page, 1994
	0,0015 - 0,003 (Afrique)		Dose totale entre 6 et 20 mg	Fowler, 1995 Jacobson et al., 1987 Kocket al., 1993 Kreeger et al., 2002
	0,001			Osofsky, 1995 Ananth, 2000
Molécules sédatives à effet court				
Acepromazine		IM, IV	Peut causer une photosensibilisation Effet : 2 minutes en IV, 15 minutes en IM	Fowler, 1995
Combinaison de molécules				
Tiletamine + Zolazepam	3,0	IM	Un seul cas référencé Anesthésie en 2 minutes, réveil en 6h	Kreeger et al., 2002
Xylazine (X)+ Acépromazine (ACP)	X : 0,12 ACP : 0,05 (Asie)	IM		Nayar et al., 2002
Xylazine (X) + Butorphanol (B)	X : 0,035 - 0,16 B : 0,005 - 0,036 (Afrique)	IM, IV	Administrer la xylazine en IM et le butorphanol en IV 20 à 40 minutes après, ou administrer les deux molécules en IV simultanément (réduire la dose dans ce cas)	Heard et al., 1986 Ramsay, 2000
Xylazine (X) + kétamine (K)	X : 0,1 K : 0,3 - 0,7 (Asie)	IM	Sédation	Jacobson, 1988
	X : 0,12 K : 0,12 (Asie)		Anesthésie complète	Nayar et al., 2002

➤ Molécules anti-psychotiques

Pour sédater l'éléphant mâle en période de musth, il est également possible d'administrer des molécules anti-psychotiques (ou neuroleptiques) utilisées en médecine humaine : azapérone, halopéridol, énanthate de pherphénazine, acétate de zuclophenthixol et chlorpromazine (tableau 11). L'halopéridol a un rôle anti-androgénique lorsqu'il est administré pendant plusieurs jours (tableau 9) mais il appartient à la famille des anti-psychotiques.

Tableau 11 : Molécules anti-psychotiques utilisées chez l'éléphant mâle en période de musth

Molécules ou associations de molécules	Dose totale (mg)	Voie d'administration	Remarques	Références
Molécules anti-psychotiques				
Azapérone	0,024 - 0,038 (Asie)	IM	Effet : 15 minutes Durée d'action : 2 à 3h	Schmitt et al., 1996
	0,056 - 0,107 (Afrique)	IM, IV		Raath, 1993 Ramsay, 2000
Halopéridol	40 -100 mg (Asie)	IM	Sous forme de lactate d'halopéridol	Cheeran et al., 1992
	40 - 120 mg (Afrique)		Dose selon le poids de l'animal Durée d'action : 8 à 18h	Du Toit, 2001
Pherphénazine	200 - 250 mg pendant 3 jours (Asie)	IM	Sous forme d'énanthate de pherphénazine	Du Toit, 2001 Raath, 1993
	100 - 300 mg pendant 3 jours (Afrique)		Ne pas utiliser le décanoate de pherphénazine Durée d'action : 2 à 3 semaines	Fowler et Mikota, 2006
Zuclophenthixol	480 mg + 500 mg 5h plus tard (Asie)	PO	Sous forme d'acétate de zuclophenthixol	Schaftenaar, 1996
Combinaison de molécules				
Chlorpromazine (C) + Phénobarbital (P)	C : 6 à 8g P : 4 à 6 g (Asie)	PO	Grande quantité de médicaments à administrer en une prise : observance non optimale	Ananth, 2000 Fowler et Mikota, 2006
Azapérone (A) + Butorphanol (B)	A : 0,12 mg/kg B : 10 mg (dose totale)	IM	Un seul cas référencé	Ramsay, 2000

➤ Médecines complémentaires

Les médecines complémentaires sont parfois utilisées pour contrôler les périodes d'agressivité du mâle, mais elles restent anecdotiques et peu d'écrits scientifiques traitent de leur utilisation.

Les traitements homéopathiques les plus connus sont *Zincum Metallicum 200 CH*, *Belladonna*, *Gelsimium*, *Chamomilla*, *Sabal scrulata*, *Orchitinum*, *Ferrum picricum*, *Agaricus muscaricus* et *Stamonium* (Ananth, 2000). Les dilutions idéales ne sont pas connues. En Inde, des traitements indigènes phytothérapeutiques consistent à administrer au mâle en période de musth un mélange de plantes originaires d'Inde : shatavari (*Asparagus racemosus*) et ashwagandha ou cerise d'hiver (*Withania somnifera*). Souvent, du lait et du sucre sont également administrés en complément de ce traitement (Ananth, 2000).

PARTIE 3 :

**L' ELEPHANT FEMELLE : ANATOMIE DU
SYSTEME REPRODUCTEUR, CYCLE
SEXUEL, COMPORTEMENT SEXUEL**

De même que pour le mâle, pour optimiser les chances de reproduction en captivité, il est important de connaître l'anatomie, les étapes du cycle sexuel et le comportement sexuel des femelles éléphants.

I. ANATOMIE DU SYSTEME REPRODUCTEUR FEMELLE

A. Organes pairs : des ovaires aux oviductes

1. Les ovaires

➤ Localisation

Les ovaires sont localisés caudalement aux reins et sont recouverts d'une bourse ovarique (figure 29). Le pavillon de l'oviducte est inclus dans la bourse ovarique. Il existe deux ligaments épais partant de l'ovaire (figure 30) : le ligament suspenseur fixe l'ovaire au plancher dorsal de la cavité abdominale et le ligament ovarique fixe l'ovaire à la corne utérine (Hildebrandt, 2000 (a)).

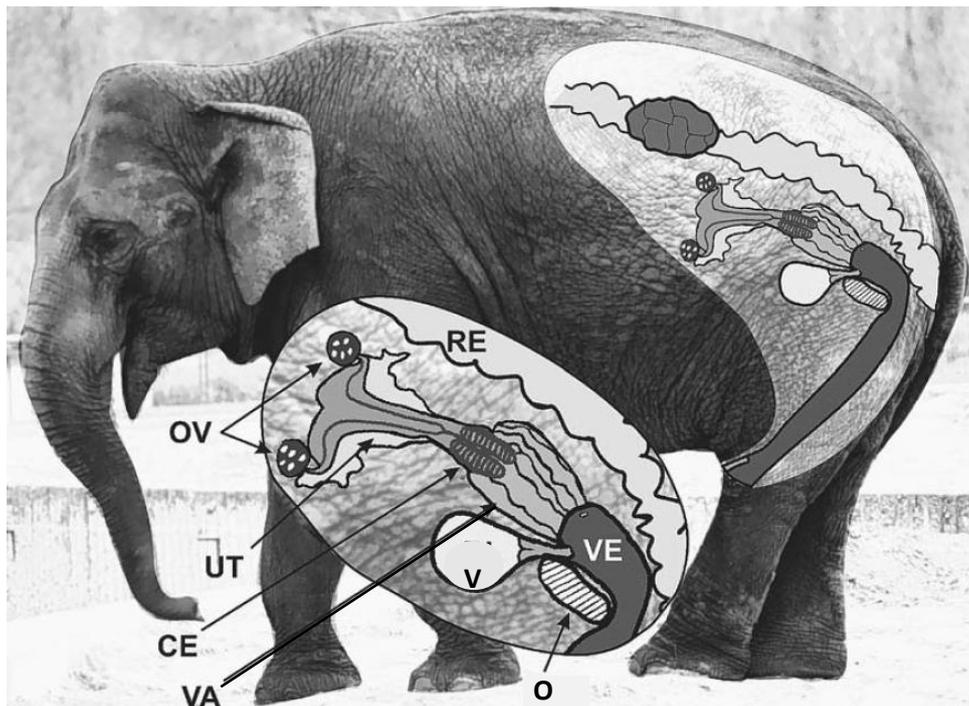


Figure 29 : Appareil reproducteur de l'éléphant femelle adulte
(modifié d'après Hildebrandt, 2006 (a))

Organes reproducteurs :

OV : ovaires
UT : utérus
CE : col de l'utérus
VA : vagin
VE : vestibule

Organes non reproducteurs :

V : vessie
O : os pelvien
RE : rectum

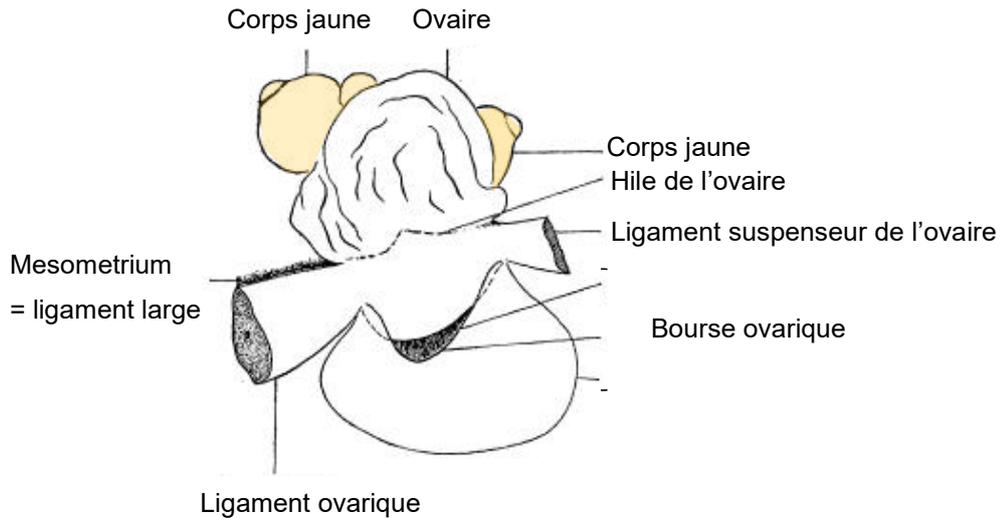


Figure 30 : Schéma de l'ovaire et des structures qui l'entourent chez l'éléphant (Perry, 1953)

➤ Aspect macroscopique - Taille

Les ovaires d'une femelle adulte sont de forme ovale légèrement aplatie et mesurent de l'ordre de 7cm de long, 5cm de large et 2,5cm d'épaisseur. A partir de l'âge de 3 ans, les ovaires ont une surface circonvoluée ressemblant à celle d'un cerveau (Schmitt, 2006 ; Allen, 2006). Macroscopiquement, la bourse ovarique a l'aspect d'une muqueuse de couleur rouge (figure 31).

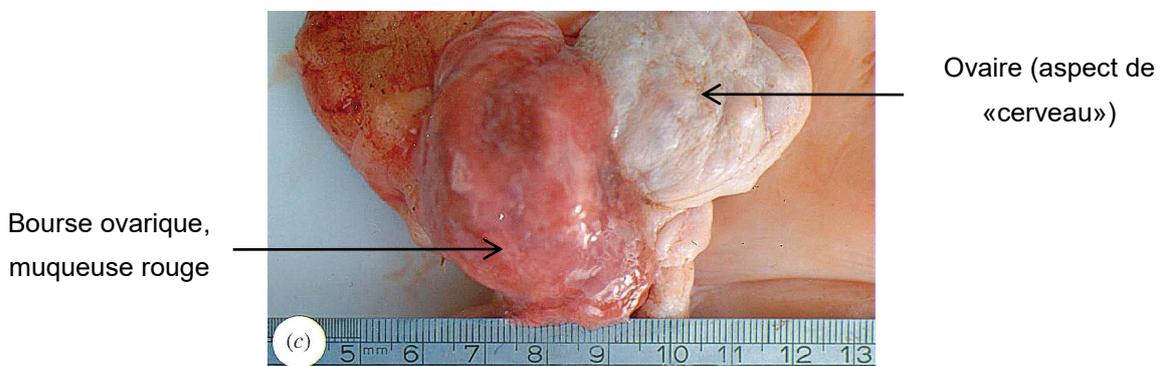


Figure 31 : Aspect macroscopique d'un ovaire de femelle éléphant d'Afrique non gestante (Allen, 2006)

➤ Aspect histologique

L'ovaire est composé de la médulla en son centre, entouré du cortex. Au sein du cortex, on retrouve de nombreux follicules et, après la puberté, les corps jaunes. Les follicules primaires sont nombreux et mesurent 0,5 à 1cm de diamètre. Le follicule pré-ovulatoire mesure 15 à 25 mm de diamètre (Allen, 2006).

Chez l'éléphant, l'ovulation donne lieu en général à la formation d'un seul corps jaune : il est de grande taille (> 25mm) et est situé à la surface de l'ovaire. En début de gestation, le corps jaune peut mesurer entre 3 et 6 cm de diamètre (Allen, 2006). Cependant, chez 5% des éléphantesses gestantes, d'autres corps jaunes se développent à partir de follicules n'ayant pas ovulé : il s'agit des corps jaunes accessoires (figure 32). Ils sont de plus petite taille et sont situés plus en profondeur dans le cortex. Leur nombre peut atteindre 6 à 8 corps jaunes par ovaire avec des records de 40 corps jaunes par ovaire en milieu et fin de gestation. Ces corps jaunes ont une cavité liquidienne d'environ 5 mm de diamètre (Hildebrandt, 2000 (a)).

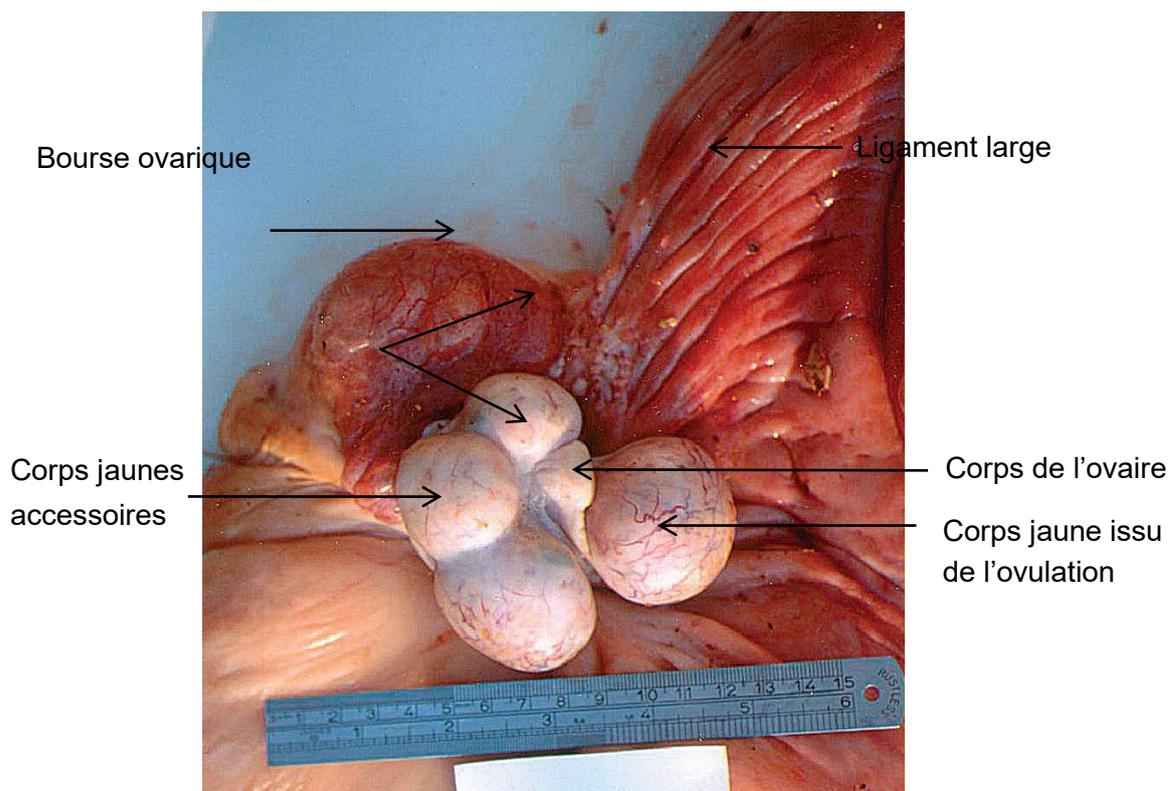


Figure 32 : Aspect macroscopique de l'ovaire d'une éléphantesse à 6,5 mois de gestation (Allen, 2006)

L'ovaire est composé de 4 corps jaunes, il s'agit de l'ovaire ipsi-latéral à la corne utérine hébergeant le fœtus.

2. Les oviductes

L'oviducte est un long conduit d'environ 10cm de long situé entre la bourse ovarienne et l'extrémité de la corne utérine (Hildebrandt, 2000 (a)).

B. Organes impairs : de l'utérus à la vulve

1. L'utérus

Dans cette partie, l'utérus sera décrit chez la femelle non gravide.

➤ Aspect macroscopique - Taille

L'utérus est bicornue et mesure 0,8 à 1,5 m de long. Il est composé d'un corps utérin très court (5-10 cm) et de deux longues cornes utérines.

A la sortie du corps utérin, sur une longueur d'environ 50 à 70 cm, les cornes utérines sont fusionnées et entourées d'un tissu conjonctif qui les joint entre elles ; puis elles bifurquent pour devenir complètement indépendantes l'une de l'autre (Hildebrandt, 2000 (a)).

Chez les femelles adultes, le diamètre des cornes utérines est plus important que chez les jeunes, atteignant 4 cm à leur extrémité proximale et 14 cm lorsqu'elles fusionnent avec le corps utérin (figure 33).

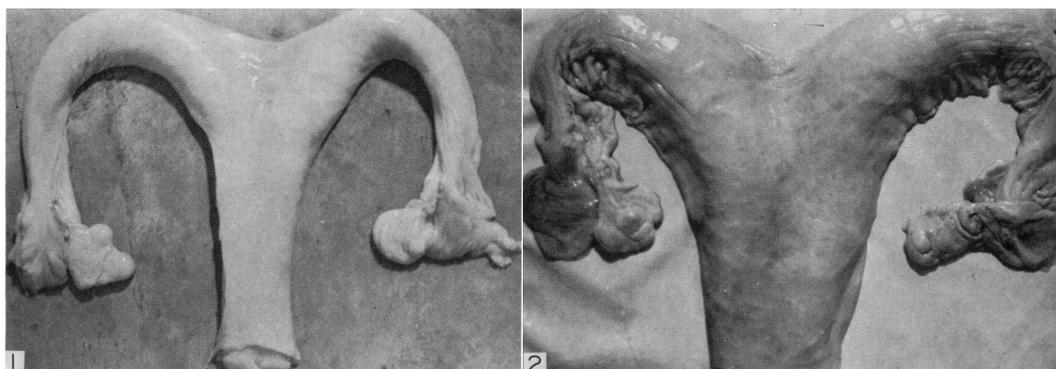


Figure 33 : Aspect macroscopique de deux utérus d'éléphant d'Afrique : utérus de femelle pré-pubère (à gauche), utérus de femelle mature en phase lutéale (à droite)
(Hanks et Sgort, 1972)

➤ Aspect histologique

Chez les jeunes femelles non gravides, l'endomètre, le myomètre et la séreuse sont fibreux et très rigides. L'endomètre a une épaisseur de 12 à 45 mm, il est composé de plis longitudinaux, donnant l'impression d'une lumière utérine en forme d'étoile (figure 34). La lumière du corps utérin chez les primipares mesure entre 15 à 45 mm (Allen, 2006).

Chez les femelles adultes, l'endomètre des cornes utérines contient de nombreuses glandes, qui sont absentes au niveau du corps utérin. L'endomètre se développe davantage et devient hyperémié pendant l'œstrus. La lumière utérine sera peu visible pendant la phase lutéale du cycle, passant de 15 mm de diamètre en phase folliculaire à 5 mm en phase lutéale (Hanks et Sgort, 1972). Un mucus translucide est présent en permanence dans la lumière utérine (Allen, 2006).

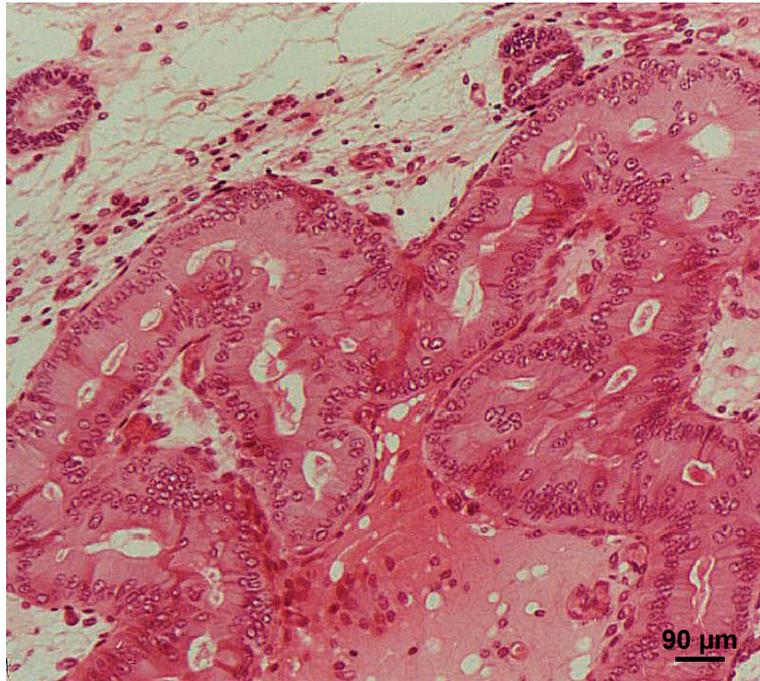


Figure 34 : Coupe histologique d'endomètre de femelle éléphant non gravide, à la coloration hémalum-éosine, observé au microscope photonique x100 (Allen, 2006)
Les plis sont très nombreux, entraînant un rétrécissement de la lumière utérine.

2. Le col de l'utérus

➤ Localisation

Le col de l'utérus est situé en prolongement du corps de l'utérus et débouche dans le vagin. Il est visible par voie vaginale sous la forme d'un bourgeon rosé (Hildebrandt, 2000 (a)).

➤ Aspect macroscopique - Taille

Le col utérin a une longueur de 15 cm (dont 9 cm font protrusion dans le vagin) et a un diamètre de 5 cm. La lumière du col utérin mesure 1 à 2 cm.

Sa paroi, d'une épaisseur de 8 à 15 mm, est constituée d'une muqueuse plissée longitudinalement, semblable à celle du corps utérin (Hildebrandt, 2000 (a)).

3. Le vagin

➤ Aspect macroscopique - Taille

Le vagin mesure 30 cm de long, 15 cm de large et 10 cm d'épaisseur. Tout comme la muqueuse utérine, la muqueuse vaginale comporte des plis longitudinaux.

Chez les femelles multipares, l'orifice vaginal est large, mesurant entre 5 et 19 cm de diamètre. La muqueuse vaginale est constituée de deux plis aux bords «déchiquetés»

(correspondant aux restes d'hymen). Chez les femelles nullipares, l'hymen est intact et l'orifice vaginal correspond à une petite ouverture ronde de moins de 2cm de diamètre situé au centre de l'hymen (figure 35). L'hymen peut avoir des morphologies différentes selon les individus (figure 36).

Contrairement à d'autres espèces, le pénis du mâle ne pénètre pas dans le vagin de la femelle pour l'émission de sperme : l'hymen ne se rompt donc pas lors de l'accouplement mais seulement lors de la mise bas (figure 35) (Balke et al., 1988).

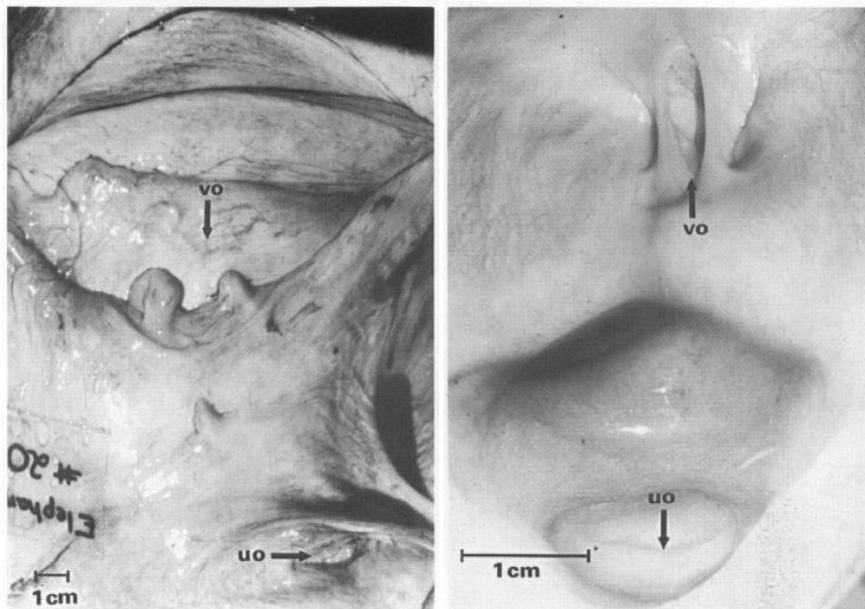


Figure 35 : Différences morphologiques de l'ouverture vaginale chez une femelle éléphant d'Afrique multipare, à gauche, et chez une femelle nullipare, à droite (Balke et al., 1988)

VO : Orifice vaginal ; UO : Ouverture du canal urogénital

Chez la femelle nullipare, l'hymen est intact au niveau de l'ouverture vaginale, alors que chez la femelle multipare, la muqueuse forme des plis correspondant aux restes de l'hymen.

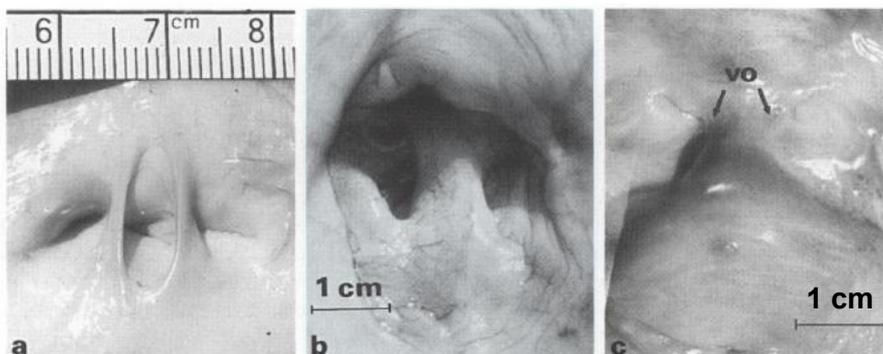


Figure 36 : Variations morphologiques de l'hymen chez des éléphants d'Afrique nullipares (Balke et al., 1988)

A - Morphologie la plus fréquente

B - Hymen composé de trois orifices et une corde verticale unique

C- Hymen composé d'une partie centrale solide (5cm), donnant lieu à deux ouvertures de très petite taille (< 2mm) de chaque côté

➤ Aspect histologique

Les couches tissulaires du col de l'utérus et du vagin sont très semblables, mis à part la couche musculaire, beaucoup moins épaisse au niveau du vagin.

Du mucus, épais et clair, est présent en grande quantité dans la lumière vaginale alors que le mucus présent à proximité de l'orifice vaginal est de couleur brun pâle (Balke et al., 1988).

4. Le canal urogénital ou vestibule

➤ Localisation

Le canal urogénital, aussi appelé vestibule, se prolonge du vagin à la vulve, située ventralement, entre les cuisses de l'animal.

➤ Aspect macroscopique - Taille

Chez l'éléphante, le canal urogénital est très long, mesurant entre 1m et 1,4m. En sortie du vagin, le canal urogénital est horizontal puis il s'incurve pour former une portion verticale jusqu'à la vulve (figure 37).

L'urètre s'abouche en face ventrale du canal uro-génital horizontal, à une distance de 2 à 10 cm de l'entrée vaginale. L'ouverture de l'urètre correspond à un orifice de 1 à 3,8 cm de diamètre, entouré d'un sphincter musculaire et recouvert d'une papille spongieuse, fonctionnant comme un clapet (Balke et al., 1998).

Au niveau de la vulve, le canal urogénital se différencie en un clitoris de grande taille.

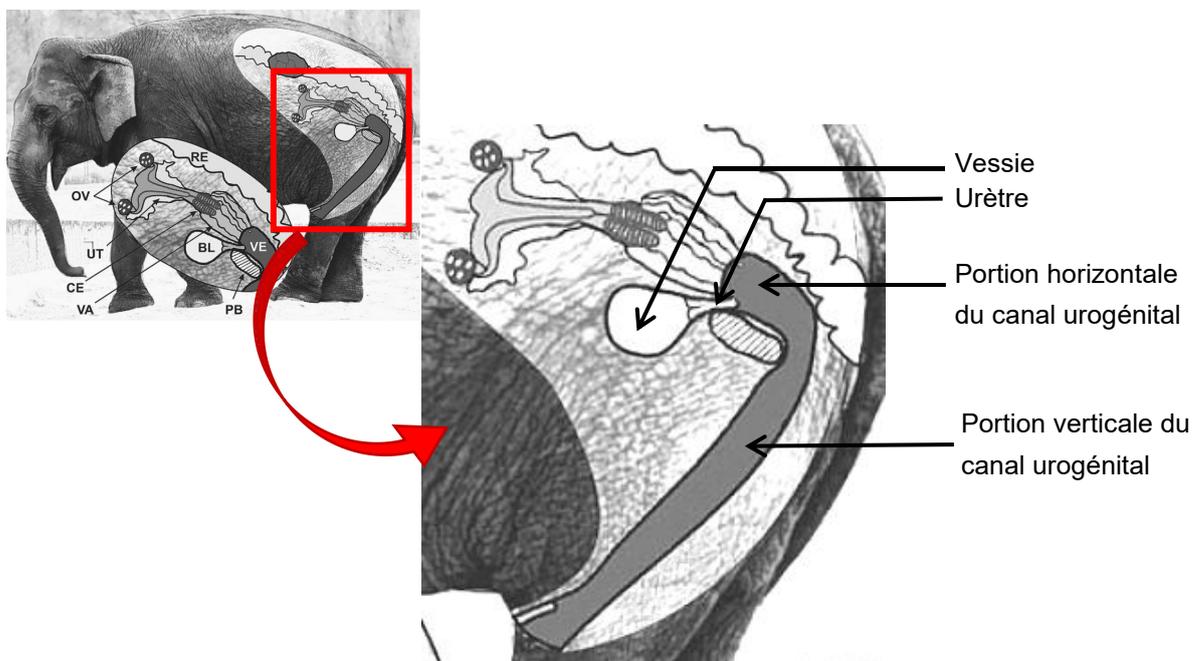


Figure 37 : Appareil reproducteur de l'éléphante femelle adulte : anatomie du canal urogénital (modifié d'après Hildebrandt, 2006 (a))

➤ Aspect histologique

Le clitoris de la femelle a une structure comparable à celle du pénis du mâle. Il est formé d'un corps caverneux volumineux divisé par un septum et d'un muscle ischio-caverneux s'insérant sur l'ischium. De puissants muscles élévateurs du clitoris sont localisés au niveau de la partie tendineuse du clitoris et s'insèrent également sur l'ischium, médialement aux muscles ischio-caverneux (Perry, 1964).

➤ Rôle

Le canal urogénital correspond à la partie terminale des voies urinaires et des voies génitales. Chez l'éléphant, l'éjaculation se fait dans le canal uro-génital.

Le clitoris intervient lors de l'accouplement : la contraction des muscles élévateurs du clitoris permet de déplacer la vulve en position caudale, facilitant ainsi l'intromission du pénis dans le canal urogénital de la femelle (Perry, 1964).

5. La vulve

➤ Localisation

La vulve est située ventralement, juste derrière l'ombilic, entre les membres postérieurs de la femelle, à un mètre de l'anus (Perry, 1964).

➤ Aspect macroscopique - Taille

La vulve héberge le clitoris, plus facilement visible lors du relâchement vulvaire (Perry, 1964).

II. CYCLE SEXUEL CHEZ LA FEMELLE

A. Age de maturité sexuelle

L'âge de la maturité sexuelle est compris entre 7 et 23 ans en milieu sauvage pour une moyenne à 12 ans (Dublin, 1983 ; Sukumar, 1994), et pour une longévité de 60 à 70 ans (Wallach et Boever, 1983). En milieu naturel, les femelles donnent naissance à leur premier petit entre 10 et 16 ans en moyenne (Whitehouse et Hall-Martin, 2000 ; Moss, 2001).

En captivité, la maturité sexuelle semblerait arriver plus précocement. La différence pourrait être due à la nutrition différente, permettant une croissance plus rapide et un âge de la puberté plus jeune (Schmitt, 2006).

Mais une puberté trop précoce a des effets négatifs sur les organes reproducteurs. La fréquence de pathologies génitales augmente : kystes endométriaux ou ovariens (hyperplasie kystique, fréquente chez les éléphants d'Asie et d'Afrique), tumeurs bénignes du myomètre (léiomyome, exclusivement chez les vieilles femelles éléphant d'Asie). Cela pourrait résulter de changements cycliques dans les organes reproducteurs, quand il n'y a pas de gestation associée. Pour limiter les pathologies, les zoos doivent retarder au plus tard la période de puberté des éléphants. La meilleure solution est d'élever les jeunes femelles éléphant dans leurs groupes familiaux, ce qui inhibe la cyclicité.

En captivité, le cycle œstral des éléphant doit être suivi quand l'animal atteint ses 3 ans. C'est après 2 ans de cycles œstraux réguliers qu'une reproduction peut être envisagée chez les jeunes éléphant (Shaftenaar et al., 2009).

Chez l'éléphant, il n'existe pas de ménopause. Les femelles âgées de plus de 40 ans présentent encore des cycles réguliers (Brown et al., 2015).

B. Intervalles entre mises-bas

En captivité, chez les éléphants d'Afrique, l'œstrus réapparaît généralement deux ans après la mise bas. Chez les éléphants d'Asie, l'œstrus réapparaît plus tôt, après une pause d'environ 8 mois. Pour éviter les pathologies génitales, il faut également limiter la période entre deux gestations à 5 ans maximum (Shaftenaar et al., 2009).

Dans le milieu naturel, l'intervalle entre mises-bas dépend de la saison. En saison humides, l'intervalle entre deux mise bas sera plus court qu'en saison sèche, car les ressources alimentaires sont plus nombreuses en saison humide (Wittemyer, 2006).

C. Caractéristiques du cycle sexuel

1. Durée du cycle œstral

En regroupant les données des diverses études réalisées, le cycle œstral a une durée identique chez l'éléphant d'Afrique et l'éléphant d'Asie, pouvant varier de 12 à 18 semaines (tableau 12) (Brown et al., 2015).

Durant la phase folliculaire, qui dure de 4 à 6 semaines (tableau 12), a lieu le développement d'un follicule dominant qui aboutit à la formation d'un follicule pré-ovulatoire. La période d'œstrus ou d'acceptation du mâle dure seulement une semaine, en fin de phase folliculaire (Rasmussen et Schulte, 1998 ; Kaewmanee et al., 2010). L'ovulation du follicule dominant est spontanée et a lieu en toute fin de phase folliculaire (Shaftenaar et al., 2009).

En l'absence de fécondation, la phase lutéale dure de 8 à 14 semaine (tableau 12).

Tableau 12 : Durée du cycle sexuel et de ses différentes phases

Sources	Espèces concernées	Cycle complet	Phase lutéale	Phase folliculaire
Rasmussen et Schulte, 1998	Éléphant d'Asie Éléphant d'Afrique	15-16 sem	8-11 sem	4-6 sem
Kaewmanee et al., 2010	Éléphant d'Asie	14-18 sem	10-14 sem	5-6 sem
Brown, 2000	Éléphant d'Asie Éléphant d'Afrique		8-12 sem	4-6 sem
Brown et al., 2015	Éléphant d'Afrique	12-18 sem		

2. Facteurs influençant la régularité du cycle œstral

D'après deux études (Brown et al., 2004, 2015) réalisées sur les éléphants d'Amérique du Nord en captivité, 29% à 52% des éléphants d'Afrique et 14% à 26% des éléphants d'Asie n'ont pas de cycles ou ont des cycles irréguliers.

Plusieurs facteurs biologiques et sociaux peuvent influencer la cyclicité des femelles.

Chez l'éléphant d'Afrique, les facteurs biologiques entraînant une irrégularité des cycles sexuels sont l'âge, l'indice de masse corporelle et l'hyperprolactinémie (Freeman et al., 2009, Brown et al., 2015).

- Les femelles âgées sont plus enclines à développer des cycles irréguliers ou une absence de cycle mais, chez l'éléphant d'Afrique, certaines éléphantesses peuvent présenter des cycles irréguliers dès la puberté. Au contraire, chez l'éléphant d'Asie, l'absence de cycle est très majoritairement présente chez les animaux âgés (>30 ans) (figure 38) (Brown et al., 2015).
- Les éléphants en surpoids présentent en moyenne des cycles sexuels moins réguliers que les animaux dont l'indice de masse corporelle est dans la norme (Brown et al., 2015).
- L'hyperprolactinémie est induite par un environnement «stressant» chez les éléphants d'Afrique (détaillé dans le paragraphe de la partie 3, II, D).

Parmi les facteurs sociaux, une étude a prouvé que la femelle dominante du groupe est le plus souvent non cyclée (Freeman et al., 2009). De même, les femelles seules ou ayant vécu toute leur vie dans le même établissement avec le même groupe ont plus de risque de développer des cycles irréguliers (Freeman et al., 2009 ; Brown et al., 2015). Au contraire, l'enrichissement du milieu de vie est un facteur favorisant la régularité des cycles chez les femelles éléphants d'Afrique (Brown et al., 2015).

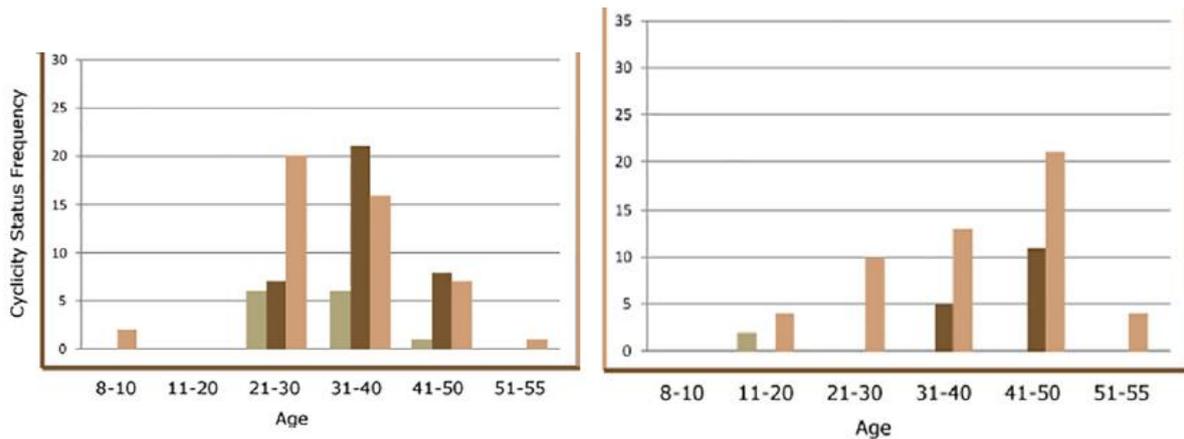


Figure 38 : Proportion d'éléphantesses aux cycles normaux, aux cycles irréguliers ou non cyclées dans des populations d'éléphants d'Afrique et d'éléphants d'Asie en captivité : relation avec l'âge (modifié d'après Brown et al., 2015)

Dans le milieu naturel, l'acyclicité passagère des femelles est liée à des conditions suboptimales pour la reproduction, comme la saison sèche où les ressources fourragères et en eau sont moins accessibles (figure 39) (Wittemyer et al., 2006, 2007).

Chez l'éléphant d'Asie, le seul facteur connu influençant l'acyclicité des femelles est l'âge (Brown et al., 2015).

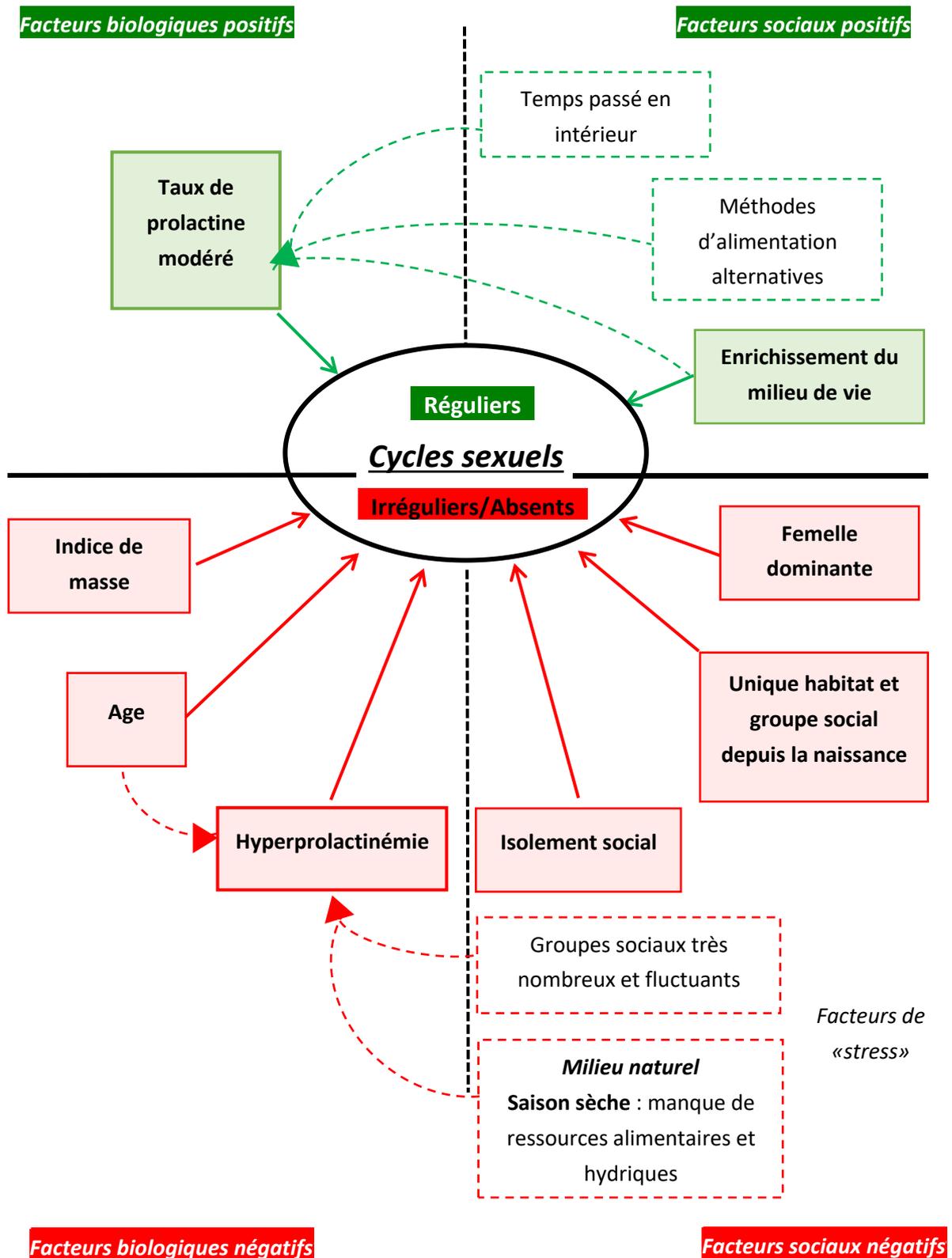


Figure 39 : Facteurs impliqués dans la régularité des cycles sexuels chez l'éléphant d'Afrique (Freeman et al., 2009 ; Brown et al., 2015)

D. Endocrinologie du cycle sexuel

Les hormones impliquées chez les femelles éléphants sont semblables à celles que l'on retrouve chez les autres mammifères. Seules les particularités liées à l'espèce sont évoquées ici.

1. Le complexe hypothalamo-hypophysaire

➤ LH

Chez la plupart des mammifères, l'ovulation est induite par un pic de LH unique, ayant lieu à la fin de la phase folliculaire. Chez l'éléphant, on observe deux pics de LH séparés de 3 semaines pendant la phase folliculaire.

Le premier pic de LH est couramment nommé «pic de LH anovulatoire» et le deuxième est nommé «pic de LH ovulatoire». Les concentrations en LH lors des pics sont globalement plus élevées chez les éléphants d'Asie (5 à 30 nm/ml) que chez les éléphants d'Afrique (1,5 à 8 ng/ml). Les deux pics de LH durent 24 heures chacun (Brown, 2000, 2006).

Les valeurs basales de LH (en dehors des pics) atteignent en moyenne $0,82 \pm 0,06$ ng/ml (de 0,25 à 1,02 ng/ml) chez l'éléphant d'Asie et $0,67 \pm 0,05$ ng/ml (de 0,34 à 0,98 ng/ml) chez l'éléphant d'Afrique (Fowler, 2006).

Le premier pic de LH a lieu entre le 12ème et le 21ème jour après la chute de progestérone aux concentrations basales. Le deuxième pic de LH survient 19 à 22 jours plus tard. L'ovulation survient 24 heures après le deuxième pic de LH (figure 40). (Brown, 2000, 2006).

Après le premier pic de LH a lieu la première vague de croissance folliculaire durant laquelle plusieurs (2 à 4) follicules de petite taille se développent. Une étude réalisée chez les éléphants d'Asie (Lueders et al., 2011) montre que les follicules atteignent un diamètre de 10 à 19 mm au cours de la première phase. Ces follicules n'ovulent pas mais ils subissent une lutéinisation, c'est-à-dire qu'ils se différencient en corps jaunes sécrétant de l'inhibine et de la progestérone.

Une deuxième vague de croissance folliculaire a lieu après le deuxième pic de LH durant laquelle un seul follicule se développe, devient follicule dominant et ovule.

Les corps jaunes formés lors de la première vagues sécrètent de l'inhibine, nécessaire à la sélection du follicule dominant lors de la deuxième vague folliculaire.

➤ FSH

La concentration de FSH augmente durant la phase lutéale et diminue pendant la phase folliculaire pour atteindre des concentrations basales juste avant le 2ème pic de LH (figure 40).

La baisse de la circulation circulante de FSH lors de la phase folliculaire permet la sélection de follicules dominants. Les plus petits follicules n'atteignent pas un stade de développement similaire parce qu'ils restent dépendants de la FSH, qui se trouve à des concentrations trop faibles pour stimuler leur croissance. Au cours de la première vague de croissance folliculaire, aucun follicule n'est assez gros pour se développer en follicule mature. C'est seulement au cours de la deuxième vague de croissance folliculaire qu'un des follicules va répondre à la FSH et sera sélectionné pour se développer en follicule préovulatoire puis ovuler (Brown, 2006).

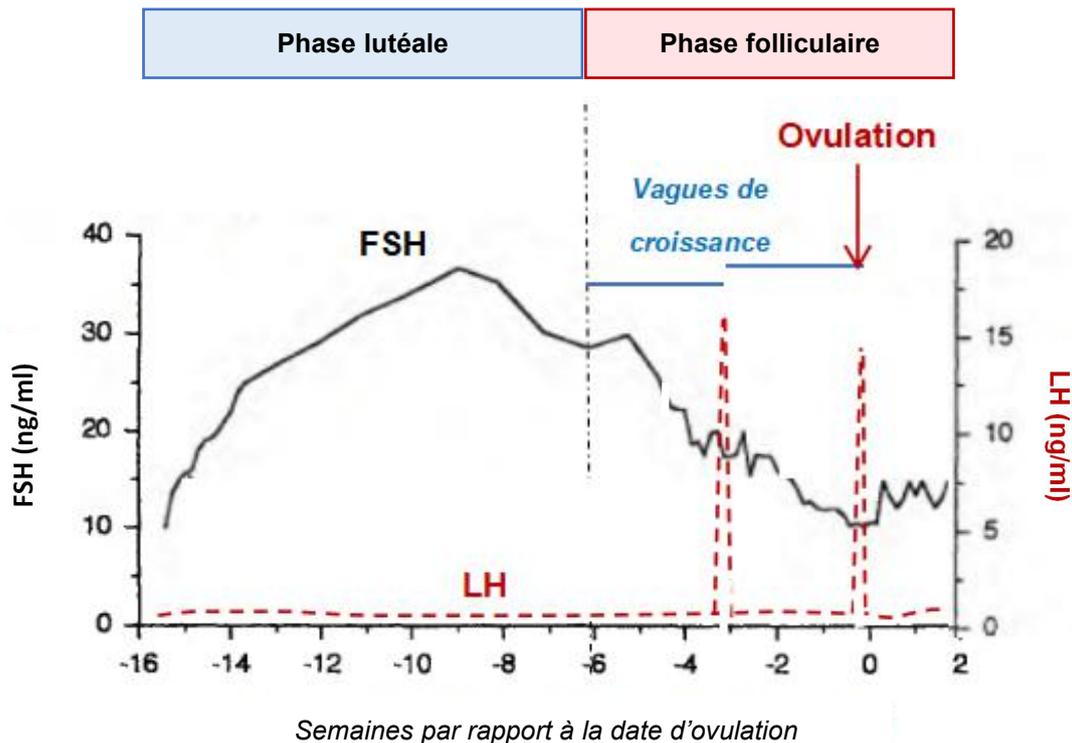


Figure 40 : Variations cycliques de FSH et LH dans un cycle œstral chez l'éléphant (modifié d'après Rasmussen et Schulte, 1998)

➤ Prolactine

✓ Rôle de la prolactine

Outre le rôle majeur de la prolactine dans la production lactée après la mise-bas, la prolactine intervient également dans la régulation des cycles sexuels chez l'éléphante.

Comme chez la femme, l'hyperprolactinémie chez l'éléphant provoque une irrégularité ou une absence de cycles sexuels. Selon Brown et al. (2015), 12% des femelles présentant une hyperprolactinémie (concentration de prolactine sérique supérieure à 18 ng/ml) sont cyclées contre 44% lorsque leur concentration de prolactine sérique est modérée (inférieure à 18 ng/ml) (figure 41).

L'hyperprolactinémie apparaît davantage chez les éléphants plus âgées (Brown et al., 2015).

✓ *Variations de la concentration circulante en prolactine au cours du cycle*

Chez l'éléphant d'Afrique, la prolactine est synthétisée et augmente pendant la phase folliculaire. À l'inverse, la prolactinémie reste faible durant toute la durée du cycle chez l'éléphant d'Asie (Brown, 2006 ; Brown et al., 2015).

✓ *Variations de la concentration circulante en prolactine en fonction du «stress»*

Lorsque les femelles éléphants d'Afrique sont confrontées à une période de stress, elle peuvent présenter une hyperprolactinémie. Dans le milieu naturel, les périodes de stress correspondent aux périodes où le groupe social n'est pas stable et que les interactions agressives sont fréquentes. En captivité, une hyperprolactinémie est observée lorsque les groupes sociaux sont nombreux et que la femelle a de nombreuses interactions avec des individus de sexes et âges divers, mais également lorsque la femelle passe de longues périodes seule. Un groupe social stable composé de plusieurs individus est un bon compromis pour éviter l'hyperprolactinémie de stress chez la femelle éléphant (Brown et al., 2015).

Certains autres facteurs diminuent la probabilité de présenter une hyperprolactinémie comme le temps passé en intérieur, la diversité des enrichissements dont les méthodes d'alimentation alternatives. Les méthodes d'alimentation alternatives consistent à cacher la nourriture dans l'enclos, sous des objets ou en hauteur, de telle façon à reproduire le comportement naturel de recherche alimentaire de l'animal (Brown et al., 2015).

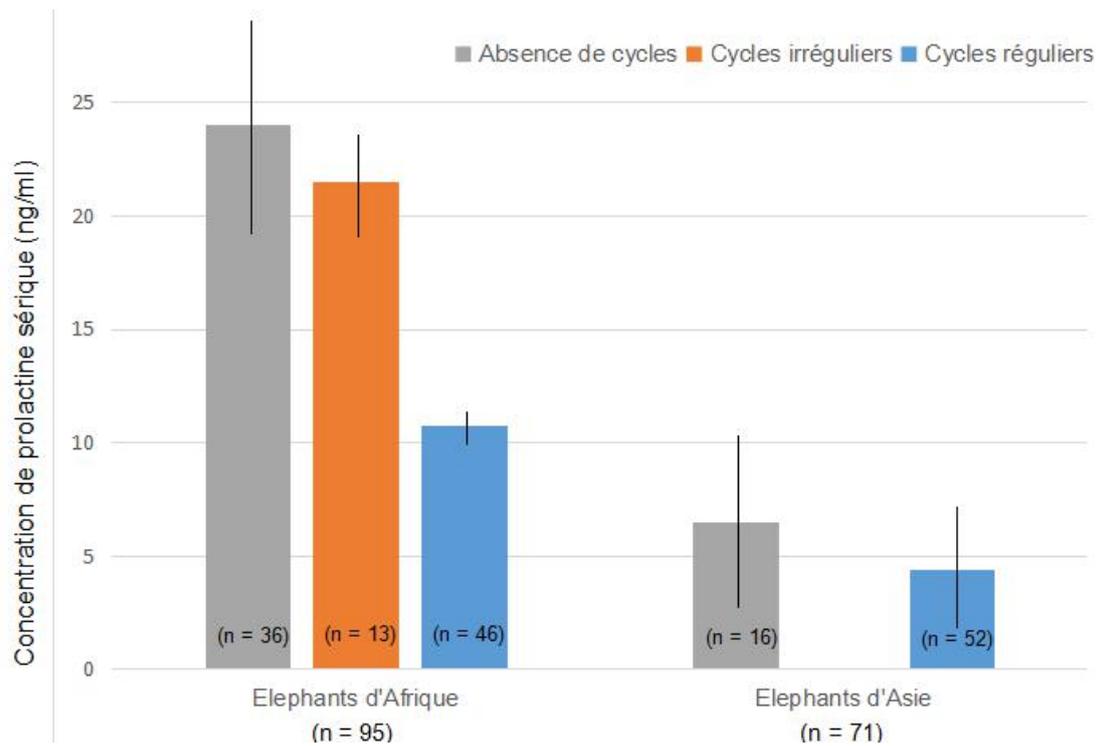


Figure 41 : Concentration moyenne de prolactine sérique en fonction de l'espèce et de la régularité des cycles chez les éléphantés (modifié d'après Brown et al., 2015)

n représente le nombre d'échantillons pour chaque catégorie.

Les femelles éléphantés d'Asie aux cycles irréguliers étant au nombre de 3 seulement (échantillon non représentatif), leurs concentrations de prolactine sérique n'ont pas été représentées.

Les traits verticaux représentent l'intervalle de confiance (moyenne \pm écart-type).

2. Les hormones ovariennes

➤ Œstrogènes

Plusieurs œstrogènes sont présents chez les femelles éléphants : l'œstriol, l'œstrone et le 17β œstradiol, ce dernier étant la principale hormone œstrogène stéroïde femelle issue du follicule ovarien (Hodges et al., 1983).

Au cours du cycle, la concentration sanguine en œstradiol présente deux pics, distants de 18 à 21 jours. Chacun des pics d'œstradiol précède un pic de LH. Cependant, l'œstradiol a un taux sérique relativement bas (<10 pg/ml), probablement du fait de la petite quantité de liquide folliculaire dans un follicule préovulatoire proportionnellement à la quantité de sang total chez éléphant. De plus, la dégradation de l'œstradiol en métabolites dans le sang est rapide. Ces composés sont ensuite excrétés à 95% dans les urines (Brown, 2006).

➤ Progestagènes

✓ *Progestagènes rencontrés chez l'éléphant*

Chez l'éléphant d'Afrique et l'éléphant d'Asie, les principaux progestagènes circulants sont des métabolites de la progestérone : le 5α -pregnane-3,20-dione (ou 5α -DHP) et le 5α -pregnane-3-ol-20-one (5α -P-3-OH). Le progestagène 5α -P-3-OH serait un métabolite inactif de la progestérone, contrairement au progestagène 5α -DHP, qui aurait la même affinité aux récepteurs que la progestérone (Meyer et al., 1997).

Chez l'éléphant d'Asie, il existe une autre molécule présente en plus petite quantité dans la circulation sanguine, le 17α -hydroxyprogestérone (ou 17α -OHP) (Brown, 2006).

La progestérone, dont le dosage sanguin est couramment réalisé chez les autres mammifères, est basse chez les éléphants et non utilisée en pratique pour le suivi des cycles (Meyer et al., 1997).

✓ *Synthèse des progestagènes*

Les progestagènes sont sécrétés par le corps jaune des ovaires et par le placenta pendant la gestation.

✓ *Catabolisme de la progestérone*

Chez la plupart des autres espèces, la progestérone est excrétée par voie urinaire ou fécale sous la forme de glucuronide de pregnanediol ou de 20α -dihydroprogestérone. Cependant, ces métabolites sont excrétés en très petite quantité chez l'éléphant. Chez cette espèce, le métabolisme de la progestérone dans le foie produit deux autres composés : le 5α -DHP et le 5α -P-3-OH. Ces deux composés sont ensuite excrétés par voie urinaire (majoritairement pour 5α -P-3-OH) et fécale (majoritairement pour 5α -DHP). Chez l'éléphant d'Asie, il existe un autre métabolite

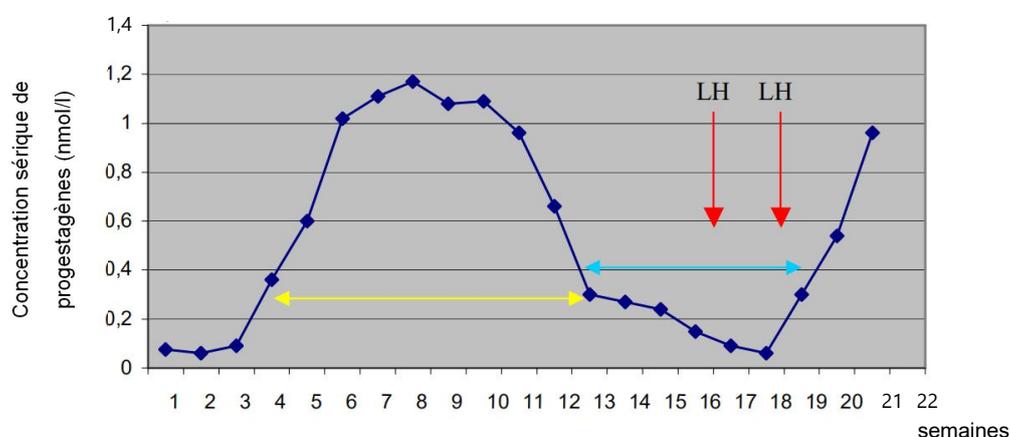
présent en grande quantité dans les selles et urines : il s'agit du 5 β -pregnanetriol, produit de dégradation du 17- α -OHP.

Le suivi de ces métabolites représente une méthode non invasive pour suivre le cycle œstral des éléphants (détaillé dans le paragraphe de la partie 4, II, A) (Brown, 2000).

✓ *Variations des concentrations circulantes en progestagènes au cours du cycle*

Chez les éléphants, les concentrations circulantes progestagènes croissent 1 à 3 jours avant le deuxième pic de LH. Ceci s'explique par la formation de corps jaunes accessoires à partir des follicules non ovulatoires de la première vague folliculaire. Pendant la phase lutéale, les corps jaunes sont présents et par conséquent, les concentrations de progestagènes sériques sont élevées (figure 42).

Lors de la phase folliculaire, la concentration sérique de progestagènes est basse («concentration basale») (Brown, 2000).



←→ Phase folliculaire

←→ Phase lutéale

↓ Pic de LH

Figure 42 : Concentration sérique de progestagènes au cours du cycle œstral chez un éléphant (Schaffenaar et al., 2009)

✓ *Variations des concentrations circulantes en progestagènes dans le milieu naturel*

La concentration circulante en progestagènes chez les femelles est liée à la végétation disponible dans le milieu naturel. Lors de la saison humide, les ressources naturelles sont présentes en grandes quantités : la ration alimentaire des éléphantesses est alors très riche en énergie. Ce pic énergétique serait à l'origine d'une reprise de l'activité sexuelle et d'une augmentation de la concentration de progestagènes sériques indirectement, par la formation des corps jaunes (Wittemyer et al., 2007).

Les concentrations sériques de progestagènes ne sont pas liées à l'âge de l'animal (McNeilly et al., 1983).

➤ Inhibine

Les concentrations circulante en inhibine sont faibles durant la phase folliculaire, commencent à augmenter en fin de phase folliculaire (1 à 2 semaines avant l'ovulation) pour devenir maximales au milieu de la phase lutéale (figure 43).

Les variations de la concentration d'inhibine sont corrélées positivement avec les variations de concentrations de la progestérone. L'inhibine atteint son niveau le plus bas 3-4 semaines avant le déclin de la progestérone (Kaewmanee, 2010 ; Yamamoto et al., 2012).

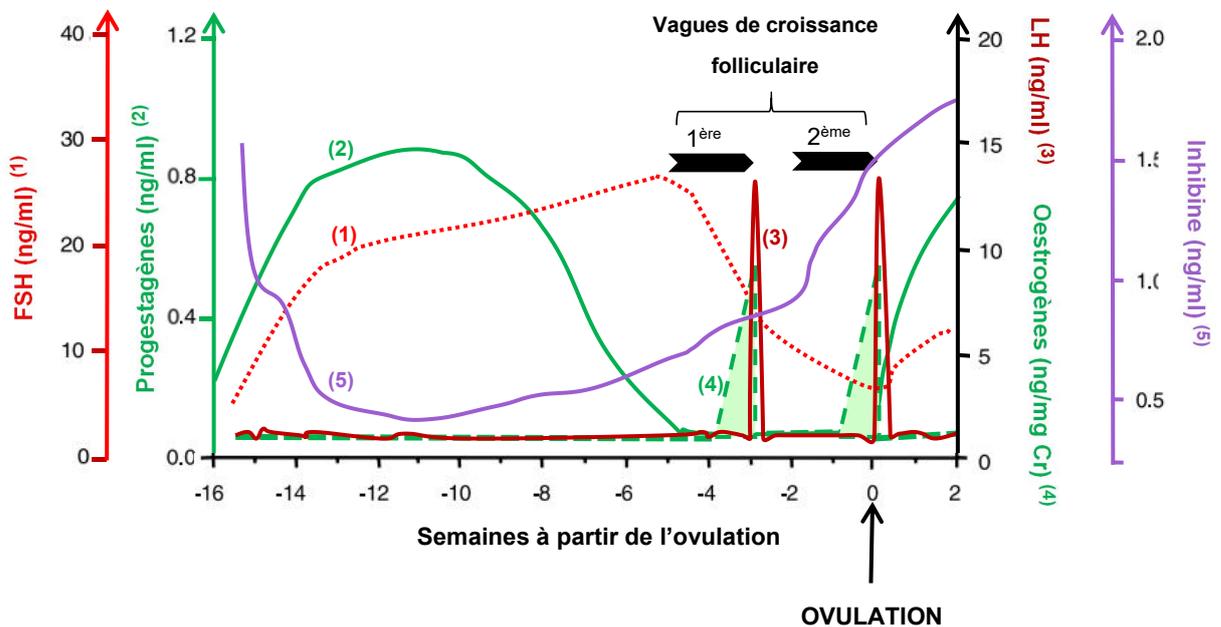


Figure 43 : Concentrations sériques et urinaires des hormones sexuelles au cours du cycle de l'éléphante (modifié d'après Brown, 2006)

FSH, LH, progestagènes et inhibine sont dosés dans le sang.

Les œstrogènes sont dosés dans les urines.

➤ AMH = Hormone anti-Müllerienne

Les concentrations circulantes en AMH sont les mêmes chez l'éléphant d'Asie et l'éléphant d'Afrique, mais elles sont plus élevées chez les mâles que chez les femelles. Les concentrations d'AMH sont plus élevées chez les éléphantées prépubères que chez les adultes (plus de 8 ans) (figure 44). Ensuite, elles restent stables jusqu'à la fin de vie de l'animal. Il n'existe pas de différence de synthèse de l'AMH chez les femelles cyclées et chez les femelles non cyclées (Dow et al., 2011).

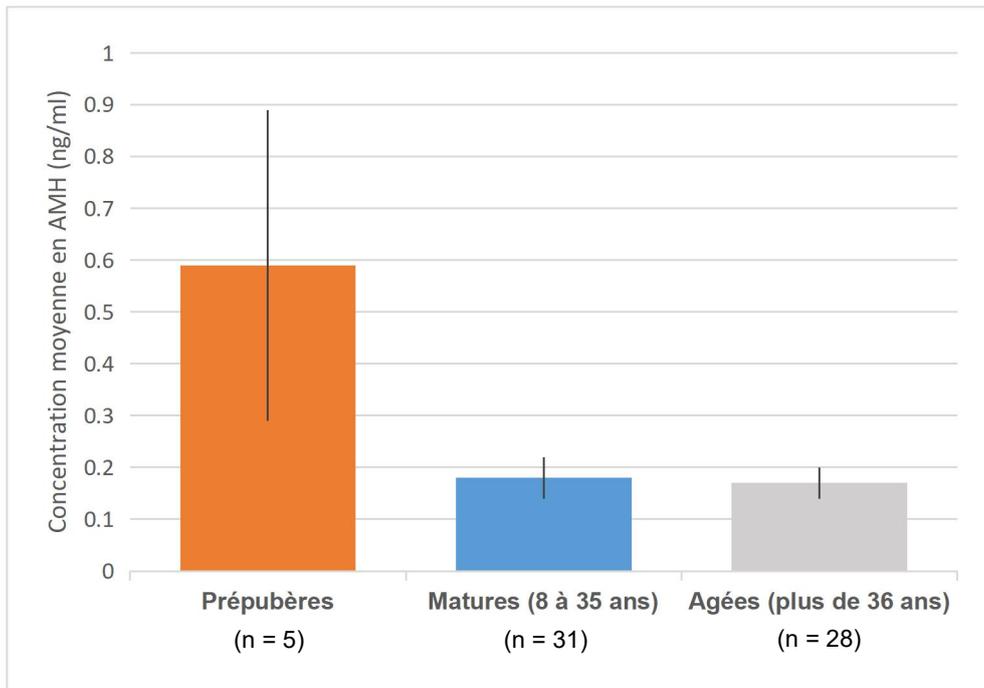


Figure 44 : Concentrations moyennes en AMH chez l'éléphant femelle selon l'âge (modifié d'après Dow et al., 2011)

n représente le nombre d'échantillons pour chaque catégorie.

Les échantillons proviennent à parts égales d'éléphants d'Afrique et d'Asie.

Les traits verticaux représentent l'intervalle de confiance (moyenne \pm écart-type).

Le cycle sexuel des éléphantesses possède quelques particularités comme la présence de deux pics de LH dont seul le deuxième est ovulatoire. Grâce aux nombreuses connaissances acquises au cours des dernières années concernant l'endocrinologie des éléphants, il est possible aujourd'hui de faire des suivis de reproduction des femelles pour optimiser les chances de reproduction en captivité.

PARTIE 4 :
ACCOUPLLEMENT ET FECONDATION

I. LE MÂLE : PERIODE DE REPRODUCTION, RECOLTE DE LA SEMENCE

A. Récolte de la semence mâle

Les techniques utilisées chez la plupart des mammifères sont envisageables chez l'éléphant.

1. Techniques de collecte de la semence

➤ Méthode du vagin artificiel

Cette méthode, classiquement employée chez la plupart des espèces animales, est peu utilisée chez l'éléphant car elle demande un entraînement contraignant et long de l'animal. Quelques utilisations sont décrites chez l'éléphant d'Asie : de jeunes éléphants mâles ont été familiarisés au vagin artificiel pendant six mois. Après cette période d'entraînement, le mâle est mis en contact avec une femelle ; lorsqu'il débute l'accouplement en la chevauchant, son pénis est placé manuellement dans le vagin artificiel. Le mâle effectue enfin un mouvement vers l'avant puis éjacule (Heath, et al., 1982 ; Schmidt, 1982 ; Kitiyanant et al., 1999).

Il n'existe pas de vagin artificiel pour éléphant dans le commerce, ils sont fabriqués au cas par cas à l'aide d'un matériau en plastique souple, en prenant exemple sur les vagins artificiels utilisés chez les chevaux (Heath et al., 1982).

➤ Recueil manuel

C'est la méthode la plus sûre et la plus simple. Elle peut être réalisée plusieurs fois car aucune anesthésie n'est nécessaire.

✓ *Préparation de l'animal*

Pour assurer la sécurité de l'équipe et de l'animal, l'éléphant sera placé en box de contention ou des chaînes seront placées à ses membres postérieurs pour l'intervention (figure 45). L'entraînement du mâle au préalable est conseillé. Un opérateur se situe à la tête de l'animal pour le récompenser à l'aide de fruits pendant toute la durée de l'acte (Portas et al., 2007).

Pour les éléphants les plus nerveux, il est possible d'effectuer une sédation avant le recueil de la semence. Le plus souvent, la sédation se réalise dans un couloir étroit empêchant l'animal de se retourner et lui permettant de s'appuyer contre une des façades en cas de faiblesse. En cas de chute de l'animal au sol, il est nécessaire de le relever rapidement grâce à des sangles et un palan (figure 46). Les sangles doivent être placées entre les pattes de l'éléphant avant la sédation. Les infrastructures

nécessaires aux éléphants sont très solides, à base de fer épais ou de béton armé (Fowler, 2006).



Figure 45 : Éléphant mâle dans un box de contention avant recueil manuel de la semence (Portas et al., 2007)

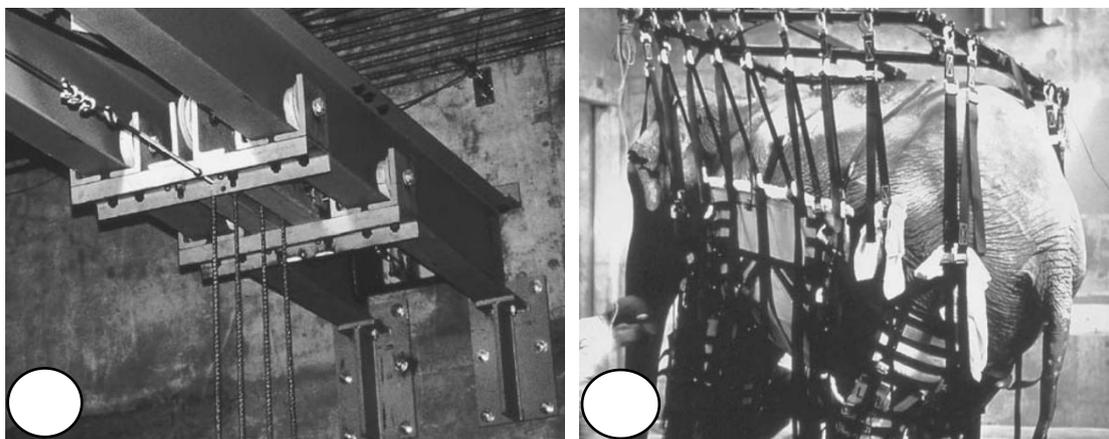


Figure 46 : Matériel de levage pour éléphant (Fowler, 2006)

- (A) Palans et poutres métalliques horizontales placés au dessus de l'enclos des éléphants
- (B) Sangles utilisées lors du levage d'un éléphant anesthésié

Plusieurs protocoles de sédation ont été décrits, limitant le risque de chute, chez l'éléphant d'Asie (tableau 13) (Portas et al., 2007) et chez l'éléphant d'Afrique (tableau 14). Pour accélérer le temps de récupération de l'éléphant, des agents antagonistes peuvent être utilisés : la yohimbine est un antagoniste de la xylazine, la naltrexone est un antagoniste des opiacés (butorphanol).

Tableau 13 : Protocoles de sédation chez l'éléphant d'Asie (*Elephas maximus*) en vue de la collecte de semence (Price et al., 1986)

* Administration d'une dose initiale de xylazine de 1000mg puis 200mg 29 minutes plus tard

** Administration d'une dose initiale de xylazine de 1200mg puis 300mg 45 minutes plus tard

Toutes les molécules ont été administrées par voie intra-musculaire.

	Protocole 1 (n = 1)	Protocole 2 (n = 1)	Protocole 3 (n = 1)
Induction de la sédation :			
Xylazine (mg)	1200 *	1500 **	1100
Butorphanol (mg)	100	100	75
Arrêt de la sédation (administration d'antagonistes) :			
Yohimbine (mg)	500	500	400
Naltrexone (mg)	100	100	50
Déroulement de la sédation :			
Délai d'action (min)	4	22	8
Durée d'efficacité (min)	77	111	60
Temps de récupération (min)	5	3	4

Tableau 14 : Protocoles de sédation chez l'éléphant d'Afrique (*Loxodonta africana*) en vue de la collecte de semence (Ramsay, 2000 ; Neiffer et al., 2005)

n représente le nombre de sédations réalisées pour chacun des protocoles.

Protocole 1 (n = 14) (Neiffer et al., 2005)	
Induction de la sédation :	
Détomidine (µg/kg)	IM : 14,7 à 16,2
Butorphanol (µg/kg)	IM : 14,7 à 16,2
Arrêt de la sédation (administration d'antagonistes) :	
Yohimbine (µg/kg)	IM : 73,4 à 98,5
Naltrexone (µg/kg)	IV : 48,9 à 98,5 IM : 73,4 à 98,5
Déroulement de la sédation :	
Délai d'action (min) :	
Moyenne	11,6
Intervalle minimum - maximum	(3 - 25)
Durée d'efficacité (min) :	
Moyenne	74,7
Intervalle minimum - maximum	(47 - 98)
Temps de récupération (min) :	
Moyenne	9
Intervalle minimum - maximum	(2 - 20)

(Ramsay, 2000)	Protocole 2 (n = 15)	Protocole 3 (n = 5)		Protocole 4 (n = 3)	Protocole 5 (n = 4)	
Molécules	Azapérone (seule)	Azapérone	Butorphanol	Xylazine (seule)	Xylazine	Butorphanol
Voies d'administration	IM	IM	IV	IM	IM	IM ou IV
Dosage (mg/kg)	0,068-0,107	0,068-0,12	0,003-0,014	0,18-0,33	0,043-0,16	0,007-0,036

Une fois l'éléphant en place, sédaté ou non, la collecte de semence peut débuter. Les fécès sont évacuées manuellement. Le rectum est nettoyé à l'aide d'un jet d'eau tiède équipé d'un embout non contondant (1 à 2 cm de diamètre) à un débit de 5 à 15 litres par minute. Le tuyau d'arrosage ainsi que les gants sont lubrifiés grâce à du gel échographique afin de passer le sphincter anal sans effort. Si l'éléphant paraît nerveux ou présente de fortes contractions anales, il est possible d'appliquer plus de gel et de réduire le débit d'eau afin d'éviter les lésions de la muqueuse rectale. Dans la plupart des cas, l'éléphant se calme et lève la queue quelques minutes après le début de la palpation transrectale (Hildebrandt et al., 2000).

✓ Préparation du matériel

Les manchons de prélèvement de la semence peuvent être constitués d'un gant à palpation transrectale dont on aurait soudé et enlevé à l'aide d'un fer à sceller tous les doigts sauf l'index, ou d'un gant coupé de manière à ne garder que la partie correspondant au bras et surmonté d'un récipient cylindrique unique en son extrémité (récipient de 50 ml). Il est possible d'entourer le récipient à l'aide d'une mousse isolante, permettant ainsi de protéger la semence des chocs thermiques (figure 47A) (Luther, 2016).

✓ Déroulement de l'acte

Le massage transrectal et le lavage du rectum seront réalisés pendant toute la durée de l'acte jusqu'à la fin de l'éjaculation. L'érection du pénis est obtenue grâce à un massage transrectal de la portion pelvienne de l'urètre, voisine du *colliculus seminalis*. Cette zone apparaît au toucher comme une crête rigide, située sur le plancher pelvien, à peu près à 15 cm du sphincter anal. Le massage transrectal permet la protrusion du pénis qui est nettoyé à l'aide d'une solution détergente (povidone iodée), rincé et séché afin de réduire les contaminations environnementales.

Le manchon de prélèvement est placé à l'extrémité du pénis. Lorsqu'une réponse éjaculatoire est détectée, l'opérateur réalise un massage des ampoules par voie transrectale (Schmitt et Hildebrandt, 1998). Il est également possible de réaliser un massage externe du pénis par pression manuelle ferme allant de la base du pénis vers le gland afin d'évacuer un maximum de semence de l'urètre (Portas et al., 2007). L'éjaculation survient une dizaine de minutes après le début du massage transrectal et s'effectue en vagues successives, espacées par des périodes variables. Après chaque vague, le manchon est retiré et remplacé par un manchon neuf. L'éjaculation dure environ 15 minutes (Portas et al., 2007).



Figure 47 : Déroulement de la collecte de semence sur un éléphant d'Afrique dans son milieu naturel, préalablement anesthésié : Manchon de prélèvement surmonté d'une mousse isolante (A) et massage externe du pénis (B) (Luther, 2016)

✓ *Quantité et qualité de la semence*

La mobilité des spermatozoïdes est très variable, d'une très forte mobilité à aucun mouvement des spermatozoïdes. Ceci s'explique par le fait que l'éjaculat n'est pas complet suite à une éjaculation par massage manuel, contrairement à la monte naturelle et à la technique d'électroéjaculation. Il manque notamment la fraction séminale, permettant de stabiliser la membrane des spermatozoïdes et ainsi de leur assurer une meilleure mobilité (Schmitt, 2006).

➤ Électroéjaculation

L'électroéjaculation est décrite uniquement chez l'éléphant d'Afrique. Le recueil de la semence chez l'éléphant d'Asie se fait manuellement par massage rectal.

✓ *Préparation de l'animal*

Cette technique se réalise sous anesthésie générale de l'animal. Plusieurs protocoles sont possibles. Le molécule anesthésique la plus utilisée actuellement chez l'éléphant d'Afrique est l'étorphine, associée ou non à l'azapérone (tableau 15). Les autres protocoles anesthésiques connus chez l'éléphant n'ont jamais été décrits pour la technique d'électroéjaculation. Le décubitus latéral est obtenu dans les 15 minutes qui suivent avec un protocole à base d'étorphine. Comme décrit précédemment, les fèces présentes dans le rectum sont évacués manuellement et le rectum est lavé pour assurer un meilleur contact entre la muqueuse rectale et la sonde rectale.

✓ *Préparation du matériel*

Les sondes d'électro-éjaculation pour chevaux ont été utilisées (77 cm de long et 9 cm de diamètre) (Howard et al., 1984), mais aujourd'hui, il existe des sondes spécialisées pour les grands mammifères comme éléphants et rhinocéros (12,5 cm de long et 10,5 cm de diamètre) (Luther, 2016) (figure 48A). Pour optimiser les résultats, un échographe est souvent utilisé en complément pour repérer les organes reproducteurs mâles et ainsi mieux placer la sonde rectale (figure 48B). L'échographie permet aussi de surveiller la vidange de la vessie et de prédire ainsi les contaminations de la semence par les urines. Dans ce cas, le prélèvement obtenu lors de la miction n'est pas exploité.

Tableau 15 : Protocoles d'anesthésie chez l'éléphant d'Afrique (*Loxodonta africana*) en vue de la collecte de semence (Ramsay, 2000 ; Neiffer et al., 2005)

(1) Ce protocole d'anesthésie a été réalisé dans deux études, dont les effectifs étaient de 21 et 14 éléphants d'Afrique respectivement (Hermes et al. 2013 ; Luther, 2016)

* la dose de naltrexone a été administrée à 50% en voie IV et 50% en voie IM

(2) : Gilmore et al. 1998 ; (3) : Howard et al., 1986

Protocole 1 ⁽¹⁾ (n = 21 + 14)	Protocole 2 ⁽²⁾ (n = 1)	Protocole 3 ⁽³⁾ (n = 6)	Protocole 4 ⁽³⁾ (n = 7)
Induction de l'anesthésie :			
Etorphine IM 12 - 20 mg	Etorphine IM 13 mg	Etorphine IM 10 mg	Carfentanyl IM 12 mg
Azapénone IM 30 - 40 mg	Azapénone IM 100 mg	-	-
Arrêt de l'anesthésie (administration d'antagonistes) :			
Diprénorphine IV 26 - 42 mg	Diprénorphine IM 26 mg	Diprénorphine IV 20 - 25 mg	Diprénorphine IV 20 - 25 mg
Naltrexone * 100 - 300 mg	-	-	-



Figure 48 : Matériel d'électro-éjaculation pour éléphants (A), évaluation du tractus génital mâle et de la vessie par échographie (B) (Luther, 2016)

✓ Déroulement de l'acte

Tout d'abord, la sonde est placée de manière à réaliser une stimulation optimale de la prostate et des glandes accessoires, tout en évitant la stimulation de l'appareil urinaire. Cette zone se situe à environ 60 cm de l'anus. Les électrodes sont orientées ventralement, et une pression ventrale est réalisée sur la sonde pendant la stimulation (Luther, 2016).

Chez l'éléphant d'Afrique, la séquence d'électroéjaculation consiste en 12 à 16 séries de stimulations électriques où la tension (15 à 30V) et l'ampérage (450 à 1000mA) ont été augmentés par paliers.

Le pénis érectile est nettoyé et placé dans le manchon qui permettra la collecte des différents fractions d'éjaculat pendant l'électrostimulation. Le manchon est remplacé après chaque série de stimuli afin de récolter séparément les différentes fractions de l'éjaculat et d'éviter ainsi la contamination par les urines. Après chaque série, un massage de l'urètre pénien est réalisé manuellement (Luther, 2016).



Figure 49 : Extériorisation manuelle du pénis lors de l'érection (A), mise en place du manchon sur l'extrémité pénienne (B) (Luther, 2016)

Il est également possible de procéder à un recueil post-coïtal de la semence, par lavage du vestibule. Cependant, cette méthode est peu utilisée en raison des risques plus importants de contamination de la semence (Schmitt et Hildebrandt, 1998).

2. Conservation de la semence

Chez les éléphants, il est possible d'utiliser la semence fraîche, la semence réfrigérée et plus rarement, la semence congelée. La conservation des spermatozoïdes est plus délicate chez les éléphants d'Asie que chez les éléphants d'Afrique et, encore actuellement, de nombreuses études sont menées pour obtenir le protocole de conservation idéal des spermatozoïdes chez cette espèce (Graham et al., 2004).

➤ Transport jusqu'au laboratoire

La collecte de la semence d'un éléphant mâle permet d'obtenir plusieurs échantillons, maintenus à une température de 37°C jusqu'au laboratoire. Au laboratoire, chaque échantillon de semence est analysé pour évaluer la qualité du sperme qu'il contient. Pour cela, une petite partie de chaque échantillon (30 µl à 2ml selon les études) est

utilisée pour calculer la motilité des spermatozoïdes, la concentration en spermatozoïdes et le pH (Luther, 2016).

Si la qualité de l'échantillon est suffisante (détaillé dans le paragraphe de la partie 4, I, B), il est conservé pour l'insémination artificielle. Si la femelle choisie pour l'insémination artificielle se trouve dans la même structure que le mâle, il est possible d'utiliser la semence fraîche. Si l'échantillon de sperme doit être conservé plus longtemps et transporté vers une autre structure, il est nécessaire de procéder à une réfrigération ou une congélation de la semence.

➤ Préparation de la semence réfrigérée

Afin de réfrigérer la semence, il est nécessaire de lui ajouter un dilueur permettant d'assurer une conservation optimale des spermatozoïdes dans le temps (Arnold, 2014 ; Luther, 2016). L'efficacité d'un dilueur chez les éléphants est évaluée en calculant la mobilité, la viabilité et l'intégrité de l'acrosome des spermatozoïdes après réchauffement de l'échantillon (détaillé dans le paragraphe de la partie 4, I, B). Les dilueurs les plus efficaces et les plus utilisés dans la conservation de la semence réfrigérée sont (tableau 16) :

- chez les éléphants d'Afrique : la solution Berlin-Cryomedium et la solution TEST (Luther, 2016) ;
- chez les éléphants d'Asie : la solution TEST, la solution TCA, la solution Biladyl et la solution INRA96 (Graham et al., 2004 ; Kiso et al., 2011 ; Imrat et al., 2012 ; Arnold, 2014).

Le dilueur est réchauffé à la température de 35°C-37°C avant d'être ajouté à la semence à la proportion 1:1, de manière lente à raison de 1/10ème du volume toutes les 30 secondes (Thongtip et al., 2009). Chez l'éléphant, les spermatozoïdes tolèrent mieux un refroidissement lent qu'un refroidissement brutal (Gilmore et al., 1998). La semence diluée est rafraîchie jusqu'à la température de 5°C à une vitesse de 1°C/minute, grâce à un automate. La solution est conservée à une température de 5°C sur glace ou au sein de l'automate avant utilisation (Thongtip et al., 2009).

Tableau 16 : Compositions des dilueurs efficaces pour la conservation du sperme réfrigéré chez les éléphants

¹ TES = [acide N-tris(hydroxyméthyl)méthyl-2-aminoéthane-sulphonique]

² Tris = tris(hydroxyméthyl)aminométhane)

³ Pourcentage calculé à partir de : v/v : $\frac{\text{Volume composant}}{\text{Volume solution}}$; w/v : $\frac{\text{Poids composant}}{\text{Volume solution}}$

Solution de Berlin-Cryomedium (Luther, 2016)	
Composants	Quantité (en pourcentage ³)
Jaune d'oeuf	15,6% (v/v)
Lactose	5,5% (w/v)
TES ¹	2,41% (w/v)
Tris ²	0,58% (w/v)
Fructose	0,1% (w/v)
α-tocophérol	20 UI/ml
Solution TEST (Graham et al., 2004)	
Composants	Quantité (en pourcentage ³)
Jaune d'oeuf	20% (v/v)
TES ¹	5,54% (w/v)
Tris ²	1,15% (w/v)
Glucose	0,4%
Solution TCA (Imrat et al., 2012)	
Composants	Quantité (en pourcentage ³)
Jaune d'oeuf	20% (v/v)
OEP (Ovus Equex Paste)	0,7% (w/v)
Fructose	60 mmol/L
Tris ²	200 mmol/L
Acide citrique	70 mmol/L
Solution Biladyl (Minitube of America, Verona, Wisconsin) (Kiso et al., 2011)	
Composants	Quantité (en pourcentage ³)
Jaune d'oeuf	20% (v/v)
Tris ²	-
Acide citrique	-
Glucose	-
Antibiotiques (Tylosine, Gentamycine, Spectinomycine, Lincomycine)	-
Solution INRA96 (IMV technologies, L'Aigle, France) (Kiso et al., 2011)	
Composants	Quantité (en pourcentage ³)
Jaune d'oeuf	0,4%
Lait écrémé	-
La composition exacte n'est pas connue pour cette solution.	

➤ Préparation de la semence congelée

Chez les éléphants d'Asie, le choix du dilueur est essentiel dans la réussite de l'insémination artificielle avec semence congelée. Chez l'éléphant d'Asie, les solutions «TEST + glycérol» et «Berlin-Cryomedium + glycérol» permettent d'obtenir des spermatozoïdes plus mobiles après décongélation de l'échantillon (environ 57% de mobilité). Le glycérol est un agent cryoprotecteur efficace chez l'éléphant lorsqu'il est ajouté à une proportion comprise entre 5 à 7% dans les solutions TEST et Berlin cryomedium. Le diméthylsulfoxyde (DMSO), autre agent cryoprotecteur employé couramment chez l'éléphant, a une efficacité moindre (Saragusty et al., 2009 ; Arnold, 2016).

Chez l'éléphant d'Afrique, la meilleure mobilité des spermatozoïdes après décongélation est obtenue avec le dilueur BF5F (tableau 15) (Howard et al., 1986).

Tableau 17 : Composition du dilueur BF5F (Howard et al., 1986)

¹ TES = [acide N-tris(hydroxyméthyl)méthyl-2-aminoéthane-sulphonique]

² Tris = tris(hydroxyméthyl)aminométhane)

³ Pourcentage calculé à partir de : v/v : $\frac{\text{Volume composant}}{\text{Volume solution}}$; w/v : $\frac{\text{Poids composant}}{\text{Volume solution}}$

Solution de BF5F (Howard et al., 1986)	
Composants	Quantité (en pourcentage ³)
Jaune d'oeuf	20% (v/v)
Glucose	1,6% (w/v)
Fructose	1,6% (w/v)
TES ¹	1,2% (w/v)
Tris ²	0,2% (w/v)
Glycérol	4% (w/v)
Mélange de sodium et de triéthanolamine lauryl sulphate	0,5% (w/v)

B. Évaluation de la semence

Pour s'assurer de la fécondance du sperme, il est préférable d'évaluer sa qualité, avant toute insémination. La qualité du sperme se traduit par ses caractéristiques macroscopiques (couleur, consistance, volume d'éjaculat) et microscopiques (concentration en spermatozoïdes, pH, mobilité des spermatozoïdes, anomalies des spermatozoïdes). Il est également important de déterminer le statut sanitaire de l'éléphant mâle, afin d'éviter la transmission de maladies sexuellement transmissibles comme la tuberculose.

La semence est collectée sous la forme de plusieurs échantillons dont chacun est évalué indépendamment des autres. L'évaluation se réalise sur la fraction de sperme non mélangée au dilueur, dans les 30 minutes suivant l'acquisition de l'éjaculat (Arnold, 2014).

1. Caractéristiques macroscopiques

Dans un premier temps, le volume, la couleur et la consistance de l'échantillon d'éjaculat sont évalués.

➤ Volume

Les volumes de chaque échantillon sont mesurés dans un tube conique gradué de 50ml puis additionnés pour obtenir le volume de l'éjaculat complet. Le volume de l'éjaculat peut différer selon l'espèce, le mode de collecte et l'individu (Arnold, 2014). Chez l'éléphant d'Asie, d'après une étude réalisée sur 250 éjaculats sur 10 ans, le volume d'éjaculat moyen obtenu par massage transrectal est de $27,5 \pm 4.4$ ml (Schmitt et Hildebrandt, 1998). Chez l'éléphant d'Afrique, d'après une étude réalisée sur 21 éjaculats sur 2 ans, le volume d'éjaculat moyen obtenu par électroéjaculation est de 56 ± 38 ml (avec un minimum de 2,7 ml et un maximum de 227 ml) (Luther, 2016).

➤ Couleur et consistance de l'éjaculat

L'éjaculat normal peut être de couleur blanche, translucide ou gris clair. Il est homogène et de consistance visqueuse. Il faut s'assurer de l'absence d'urine, de fécès, de pus ou de contamination extérieure lors de l'examen (Arnold, 2014).

2. Caractéristiques microscopiques

Les critères microscopiques à observer sont la concentration en spermatozoïdes, la mobilité et la viabilité des spermatozoïdes et le pH du sperme.

➤ Concentration en spermatozoïdes

La concentration en spermatozoïdes est trop élevée pour pouvoir la déterminer sur l'échantillon pur. Il est nécessaire de diluer la semence au préalable avec du NaCl 0,9% ou un milieu de culture (Ham's F10). La dilution peut varier entre 1/10ème et 1/1000ème selon les éjaculats. La concentration est ensuite déterminée informatiquement grâce un analyseur automatique de sperme (CASA = computer-aided sperm analysis system) ou, plus historiquement, à l'aide d'un hémocytomètre (cellule de Malassez) (Graham et al., 2014 ; Luther, 2016).

Chez l'éléphant d'Asie, la concentration en spermatozoïdes moyenne est de $1,61 \pm 4,4 \cdot 10^9$ par millilitre (Schmitt et Hildebrandt, 1998) et de $0,818 \pm 0,75 \cdot 10^9$ par millilitre

(avec un minimum de 0 et un maximum de $2,025 \cdot 10^9$) chez l'éléphant d'Afrique (Luther, 2016).

➤ pH de la semence

Le pH est déterminé à l'aide d'un pH mètre ou d'une bandelette pH. Le pH varie en fonction de la fraction de liquide séminal dans l'éjaculat obtenu : il augmente avec la proportion de liquide séminal. Or une forte proportion de liquide séminal aura un effet négatif sur la conservation du prélèvement (Luther, 2016).

Le pH moyen est de 7,05 chez l'éléphant d'Asie (Schmitt et Hildebrandt, 1998) et de 7,4 chez l'éléphant d'Afrique (Howard et al., 1984). Il varie globalement entre une valeur de 6 et 8 chez les deux espèces.

➤ Mobilité des spermatozoïdes

L'observation de la mobilité des spermatozoïdes peut se faire à l'aide d'une observation microscopique (semence placée entre lame et lamelle) ou grâce au système informatisé CASA.

Deux aspects sont à prendre en compte : le nombre de spermatozoïdes mobiles, mais aussi les caractéristiques du mouvement des spermatozoïdes.

Chez l'éléphant d'Afrique, le taux de mobilité est compris entre 60 et 95% (Howard et al., 1984 ; Luther, 2016) alors qu'il est compris entre 50 et 90% chez l'éléphant d'Asie (Kitiyant et al., 1999). Les échantillons de semence sont conservés pour l'insémination artificielle lorsque les spermatozoïdes ont une mobilité supérieure à 75% (Brown et al., 2004).

Les caractéristiques du mouvement des spermatozoïdes sont décrites selon une échelle standard :

- 0- Pas de mouvement.
- 1- Légers mouvements collatéraux, sans progression en avant.
- 2- Mouvements collatéraux, légère progression en avant, intermittente.
- 3- Mouvements collatéraux, progression en avant lente et constante.
- 4- Progression en avant normale.
- 5- Progression en avant rapide et constante.

Chez l'éléphant d'Asie, le score moyen de mobilité des spermatozoïdes est de $3,9 \pm 0,2$ (Howard et al., 1984).

➤ Anomalies morphologiques des spermatozoïdes

Les caractéristiques à observer sont l'intégrité de la membrane spermatique, l'intégrité de l'acrosome, la morphologie des spermatozoïdes et la taille de la tête spermatique.

Le test d'éosine-nigrosine est praticable chez l'éléphant : le colorant éosine-nigrosine est mélangé à la semence à un ratio 2:1, à une température de 37°C. Ensuite, le mélange réalisé peut être observé avec un microscope optique avec huile à

immersion (figure 50). La structure des spermatozoïdes est également observable avec un microscope à transmission électronique ou le système informatisé CASA (Luther, 2016).



Figure 50 : Spermatozoïdes d'éléphant d'Afrique, colorés à l'éosine-nigrosine, observés au microscope photonique, au grossissement x1000 (Luther, 2016)

3. Caractéristiques sanitaires

Avant toute utilisation du sperme, il est important de vérifier l'innocuité de l'éjaculat obtenu. L'absence d'infection à *Mycobacterium tuberculosis* est déterminée à l'aide d'une réaction PCR sur l'éjaculat obtenu ou par une mise en culture (Brown et al., 2004). La semence peut également être testée pour les herpes-virus spécifiques des éléphants, comme l'EEHV (Elephant Endotheliotropic Herpesvirus) par PCR sur sang (Fowler, 2006).

4. Facteurs de variation de la qualité de la semence

➤ Espèce

La cryoconservation de la semence est plus efficace chez les éléphants d'Afrique que chez les éléphants d'Asie. Chez l'éléphant d'Afrique, en utilisant les dilueurs couramment employés chez les espèces domestiques, la mobilité des spermatozoïdes reste correcte après décongélation (elle atteint 53.7% à 61% avec le dilueur BF5F). Chez l'éléphant d'Asie, il est nécessaire de choisir des dilueurs précis

(voir plus haut) et d'ajouter des agents cryoprotecteurs pour obtenir un résultat similaire (la mobilité des spermatozoïdes après décongélation atteint environ 57% pour le dilueur TEST + glycérol) (Arnold, 2014). Le sperme étant peu stable, il est préférable d'utiliser la semence prélevée le jour même.

Chez l'éléphant d'Asie, aucune naissance par insémination artificielle de semence congelée n'a réussi à ce jour. En 2007, 55 inséminations artificielles avec semence congelée ont été réalisées : seule une gestation a été observée par échographie à 5 mois, mais il n'y a pas eu de retour concernant la naissance d'un éléphanteau (Thongtip et al., 2009).

Chez l'éléphant d'Afrique, la première naissance réussie par insémination artificielle de semence congelée a eu lieu en août 2012 à Vienne, la semence utilisée provenait d'un mâle sauvage d'Afrique du Sud et datait de huit mois auparavant (Bader et Prodhan, 2012).

➤ Age

Chez les éléphants d'Asie, le sperme a une qualité optimale quand l'éléphant est âgé de 23 à 43 ans. Entre 51 et 70 ans, les spermatozoïdes sont peu mobiles et ont de nombreuses anomalies morphologiques et la concentration en spermatozoïdes est la moins importante entre 10 et 19 ans (Thongtip et al., 2008).

➤ Saison

Dans le milieu naturel, les éléphants d'Asie ont un sperme plus concentré en spermatozoïdes et leurs spermatozoïdes présentent moins d'anomalies morphologiques en saison de pluie (Thongtip et al., 2008). Les éléphants d'Afrique produisent également un sperme plus concentré en spermatozoïdes en saison de pluie (Luther, 2016), sans que le mécanisme n'ait encore pu être déterminé.

II. LA FEMELLE : PERIODE DE REPRODUCTION, INSEMINATION DE LA SEMENCE

A. Détermination du moment approprié à l'insémination

1. Comportement lors de d'œstrus

L'observation d'un accouplement n'est pas un indicateur fiable pour déterminer l'ovulation, certains animaux acceptant l'accouplement pendant la gestation ou en dehors de la période œstrale (Schaftenaar et al., 2009).

Seuls les dosages hormonaux sont fiables pour déterminer le moment de l'ovulation.

2. Dosages hormonaux

➤ Période d'insémination privilégiée

L'ovulation ayant lieu 24 heures après le 2ème pic de LH, la fécondation ne peut résulter que des accouplements ayant lieu en période d'œstrus, juste après le 2ème pic de LH (ovulatoire) (figure 43). Pour déterminer cette période d'œstrus, il est nécessaire de réaliser des dosages hormonaux réguliers.

➤ Détermination du début de cycle sexuel : dosage de progestagènes

Avant d'initier un suivi du cycle sexuel chez une éléphante dans un but de reproduction, il est important d'avoir réalisé des dosages de progestagènes sur plusieurs années, afin de déterminer sa valeur basale individuelle en progestagènes (la valeur basale de progestérone sanguine varie aux alentours de 4 nmol/l).

En début de phase folliculaire, les concentrations en progestagènes diminuent jusqu'à des valeurs basales. Il est donc préférable de doser les progestagènes toutes les semaines pour déterminer le début du cycle sexuel. Lorsque leur concentration atteint les valeurs basales, les dosages doivent devenir quotidiens (Schaftenaar et al., 2009).

Il est possible de réaliser des dosages sanguins, des dosages urinaires ou des dosages fécaux. Il est préférable d'utiliser le dosage sanguin car plusieurs laboratoires de France et d'Europe sont aptes à doser les progestagènes sanguins chez les éléphants alors que les dosages urinaires et fécaux ne se réalisent qu'en Allemagne (Primate Center à Göttingen). Un résultat par dosage sanguin donne généralement un résultat dans les 24 heures alors qu'il faudra plusieurs jours avant d'obtenir un résultat par dosage urinaire ou fécal.

Néanmoins, la plupart des laboratoires ne peuvent pas mesurer la progestérone sérique pendant la phase folliculaire en raison d'une trop faible sensibilité des tests.

Il est important de choisir un test avec une bonne sensibilité pour doser la progestérone et également de garder le même laboratoire et la même technique de dosage pour tous les prélèvements du suivi. La sensibilité recommandée pour les tests est de 0,05 ng/ml (50 pg/ml).

Concernant les dosages sanguins, le dosage de progestagènes à l'aide de la technique RIA (Radio-Immuno Assay) est la plus sensible, devant la technique ELISA (enzyme-linked immunosorbent assay). Cependant, la technique ELISA est beaucoup plus répandue dans les laboratoires (Schaftenaar et al., 2009).

Chez l'éléphant, le dosage de LH est très onéreux par rapport au dosage de la progestérone. Cependant, il se présente sous la forme d'un kit rapide, facile d'utilisation et permettant d'avoir des résultats immédiats, faisant de lui une option intéressante pour la détermination précise de l'ovulation. Il existe aujourd'hui un test validé chez l'éléphant et commercialisé aux États-Unis, le LH ELISA KIT, qui permet de déterminer de façon instantanée la concentration sanguine de LH (Endocrine Technologies, Newark, Californie, États-Unis).

➤ Détermination du 1er pic de LH : dosage de LH

Le dosage du premier pic de LH est intéressant car il correspond au début de la période fécondante par accouplement naturel. De plus, la période entre les deux pics de LH étant de durée relativement constante, la détermination du premier pic de LH permet de déterminer la date approximative de survenue du deuxième pic de LH (Schaftenaar et al., 2009).

Le premier pic de LH est attendu entre le 12ème et le 21ème jour après la chute de progestérone aux concentrations basales. Pour déterminer ce pic, il est recommandé de réaliser des dosages sanguins quotidiens de LH 10 jours après la chute de progestérone aux concentrations basales, jusqu'à mise en évidence du pic. Si les dosages quotidiens sont trop onéreux, il est possible de réaliser des dosages par périodes de 5 jours (mélange des sangs sur 5 jours consécutifs).

➤ Détermination du 2ème pic de LH et de la période d'œstrus: dosage de progestagènes et de LH

La détermination du 2ème pic de LH permet de connaître la période d'œstrus de la femelle et donc le moment privilégié pour l'insémination.

Pour rappel, les progestagènes augmentent 3 jours avant le 2ème pic de LH et le 2ème pic de LH survient 19 à 22 jours après le 1er pic de LH (figure 43). Après le 1er pic de LH, il est important de mesurer quotidiennement le taux de progestagènes puis, lorsque ce taux augmente, il faut mesurer quotidiennement le taux de LH pour déterminer le 2ème pic de LH (Schaftenaar et al., 2009).

➤ Autre dosage possible pour déterminer le moment des pics de LH : dosage d'œstrogènes

Comme les métabolites de l'œstradiol sont excrétés à 95% dans les urines, il est totalement inutile de doser les œstrogènes fécaux (Brown, 2006).

Par contre, le dosage urinaire de l'œstradiol-3-glucuronide, un métabolite de l'œstradiol, est utile dans la détermination des vagues de croissance folliculaire chez les éléphants d'Asie. Les concentrations d'œstrogènes urinaires commencent à augmenter 5 jours avant le 1er pic de LH pour atteindre une concentration maximale le jour précédant le 1er pic de LH. Ensuite, les concentrations d'œstrogènes urinaires reviennent à des concentrations basales pendant deux semaines. Une nouvelle augmentation a lieu 2 à 3 jours avant le deuxième pic de LH (Czekala et al., 2003).

3. Échographie

Il est également possible d'utiliser l'échographie transrectale pour déterminer avec précision le jour d'ovulation. Juste avant le 2ème pic de LH, il est possible d'observer un follicule de grande taille sur l'un des ovaires (>25mm) : il s'agit du follicule pré-ovulatoire. Le jour d'ovulation correspond au jour où ce follicule disparaît (Hildebrandt et al., 2012).

4. Thermographie

Bien qu'encore peu utilisée en pratique, la thermographie pourrait s'avérer efficace pour déterminer l'œstrus des femelles. En effet, les éléphantesses présenteraient un rayonnement thermique accru au niveau de la vulve lors de l'œstrus (Hilsberg-Merz, 2008).



Figure 51 : Thermographie de la zone vulvaire d'une éléphantesse en période d'œstrus (Hilsberg-Merz, 2008)

Des radiations de chaleurs sont observables en zone vulvaire (couleur blanche localisée sous la queue).

B. Mode de reproduction : naturel vs artificiel

1. Monte naturelle

La monte naturelle est l'idéal dans le cas où le parc zoologique possède une femelle et un mâle aptes à la reproduction et non consanguins. Même si le mâle et la femelle sont en contact en permanence, il est préférable de réaliser des dosages hormonaux réguliers chez la femelle pour déterminer ses cycles sexuels. Les coïts observés ne sont pas forcément synonymes de fécondation car la femelle éléphant accepte le chevauchement durant une grande partie de son cycle sexuel. Le coït peut s'avérer fécondant entre les deux pics de LH (Schaftenaar et al., 2009).

La communication entre individus mâle et femelle est primordiale pour la reproduction naturelle. Les éléphants ont un système de communication développé, alliant à la fois les communications visuelle, tactile,

2. Insémination artificielle (IA)

Dans le cas où il n'y a pas l'éléphant mâle disponible dans la structure pour une monte naturelle, ou dans le cas d'une incompatibilité des individus mâles et femelles pour la monte naturelle, l'insémination artificielle est une alternative intéressante. Le succès est de 30 à 40 % pour une insémination artificielle avec de la semence fraîche alors qu'il avoisine les 50 à 60% pour la monte naturelle (Fowler, 2006). L'insémination artificielle est également intéressante pour apporter une diversité génétique aux éléphants en captivité. Des échanges de semence sont réalisés entre les parcs zoologiques, ce qui évite le transport des éléphants eux-même, intervention souvent délicate. Des échantillons de semence sont également prélevés sur des éléphants d'Afrique sauvages et sont ensuite inséminés chez des femelles captives (Hermes et al., 2013).

Le succès d'une IA dépend de la qualité de la semence et de sa conservation dans le temps, de la détection précise de l'oestrus et de la technique de l'inséminateur.

➤ Choix du protocole d'insémination

Le protocole d'insémination ayant donné les meilleurs résultats consiste à réaliser trois inséminations (une par jour) lors des jours -1, 0 et 1 par rapport au 2ème pic de LH. Le protocole d'insémination est identique quelque soit le mode de conservation de la semence (réfrigérée ou congelée) (Thongtip, 2009).

➤ Semence utilisée

La plupart des inséminations sont réalisées avec de la semence fraîche ou réfrigérée.

Le mieux est d'utiliser 2-3 éléphants mâles pour la récolte de semence, pour s'assurer qu'au moins un donneur a une semence viable. Pour connaître le père du jeune éléphanteau, on utilise ensuite un typage ADN du jeune.

L'IA avec semence congelée est également possible mais le taux de réussite est très faible, notamment chez les éléphants d'Asie, à cause de la dégradation de la semence par la congélation (tableau 18). Un des avantages de la semence congelée est sa stabilité dans le temps : elle est toujours disponible, quelque soit le jour de l'œstrus de la femelle. Un autre point positif est le contrôle sanitaire de la semence congelée : les analyse PCR ou mise en culture de la semence collectée prennent plusieurs jours à plusieurs semaines, ce qui n'est pas envisageable pour une semence fraîche ou réfrigérée (Fowler, 2016).

La quantité de sperme à inséminer à chaque IA est de 50 ml (Thongtip et al., 2009).

Tableau 18 : Caractéristiques du sperme des éléphants d'Asie selon la méthode de conservation (Thongtip et al., 2009)

Les nombres du tableau correspondent à la moyenne \pm écart-type.

Paramètres	Méthode de conservation de la semence				
	Fraîche	Réfrigérée			Congelée
		Jour 1	Jour 2	Jour 3	
Concentration en spermatozoïdes ($\times 10^6/\text{ml}$)	887,6 \pm 487,1	208,0	208,0	208,0	100,0
Mobilité des spermatozoïdes (%)	82,7 \pm 3,6	80,0 \pm 35,0	60,0 \pm 24,0	50,0 \pm 15,0	45,5 \pm 14,2
Viabilité des spermatozoïdes (%)	76,8 \pm 14,4	71,5 \pm 21,3	33,3 \pm 10,2	20,0 \pm 8,4	50,9 \pm 13,6

➤ Insémination artificielle non chirurgicale

L'insémination non chirurgicale est la méthode la plus utilisée. Pour cette méthode, il faut que l'éléphante ait suivi un entraînement médical adapté, afin qu'elle accepte l'IA sans anesthésie. On insère une canule longue en plastique, semblable aux sondes trachéales utilisée chez les grands animaux, dans le canal urogénital. Un endoscope de 3m de long est placé dans la canule, jusqu'à l'entrée du vagin. Chez les nullipares, on observe l'hymen. Chez les multipares, on observe le cervix, et parfois, on peut diriger l'endoscope dans la corne utérine correspondant au follicule ovulatoire. Ensuite, une canule d'insémination est placée dans le canal d'exploration de l'endoscope. La semence est déposée à travers cette canule directement dans l'utérus pour les multipares et dans le vagin pour les nullipares (figure 52) (Fowler, 2006).



Figure 52 : Dépôt de la semence dans l'appareil génital femelle lors d'une IA non chirurgicale (Thongtip et al., 2009)

- 1 - Endoscope
- 2 - Canule d'insémination
- 3 - Canule en plastique insérée dans le canal urogénital
- 4 - Semence

➤ *Insémination artificielle chirurgicale*

L'insémination artificielle chirurgicale peut être intéressante dans le cas d'éléphantesses ne supportant pas les manipulations en zone urogénitale, ou celles possédant des polypes dans le canal urogénital, gênant le passage de la sonde. C'est une technique simple et ne nécessitant pas de matériel spécifique. Une incision de 1cm est réalisée juste sous l'anus, de façon à atteindre le canal urogénital. Avant l'incision, une anesthésie locale et une préparation chirurgicale de la zone ont été réalisées. On utilise un spéculum équin stérile possédant une source lumineuse, afin de mettre en évidence l'hymen ou le cervix. La semence est déposée à l'aide d'une pipette d'insémination équine.

Trois à quatre sutures sont nécessaires pour fermer la zone d'incision. Des soins locaux sont réalisés jusqu'au retrait des points, 4 à 6 semaines plus tard (Fowler, 2006).

➤ Autres techniques de reproduction

La fécondation *in vitro*, l'injection intra-cytoplasmique de spermatozoïdes et le transfert d'embryon sont des techniques employées chez les mammifères domestiques et chez l'homme. Cependant, aucun cas n'a encore été décrit chez l'éléphant. Pour chacune des techniques de reproduction assistée citée ci dessus, une des étapes déterminantes est le prélèvement de gamètes femelles dans les ovaires. Or, cette intervention n'a jamais été réalisée chez les éléphantines pour deux raisons :

- la technique de prélèvement des ovocytes est très compliquée : les ovaires sont difficilement accessibles par laparoscopie car la paroi abdominale des éléphants est épaisse et difficile à traverser ; de plus, il n'existe pas de protocoles connus de superovulation chez les éléphants.

- les risques pour l'éléphante donneuse sont importants : la pression abdominale étant élevée chez les éléphants, la cicatrisation est plus difficile et les risques de péritonite post-chirurgicale sont accrus.

Seul un cas de maturation *in vitro* d'ovocytes d'éléphant d'Asie a été réalisé : des follicules immatures ont été prélevés sur une éléphante récemment décédée et ont subi une maturation *in vitro* pour former des ovocytes prêts à être fécondés. Cette technique présente peu d'intérêt à l'heure actuelle car les ovocytes ont été prélevés après décès de l'éléphante, et n'ont pas été utilisés dans un but de reproduction (Hermes et al., 2007).

Les éléphants possèdent la gestation la plus longue de tout le règne animal. Après fécondation, la gestation de l'éléphante doit être suivie rigoureusement par l'équipe soignante.

PARTIE 5 : GESTATION

La gestation dure 20 à 22 mois voire jusqu'à 24 mois chez l'éléphant d'Asie (Drews, 2008).

La grande majorité des gestations ne comporte qu'un seul éléphanteau, la prévalence des jumeaux atteignant 1:3000. Lors de gestation gémellaire, les deux fœtus se développent séparément dans chacune des cornes.

I. ANATOMIE ET BIOLOGIE DES ORGANES GENITAUX FEMELLES ET DU PLACENTA DE LA FEMELLE GRAVIDE

A. Ovaire de la femelle gravide

A partir du 2ème jour suivant la fécondation, un corps jaune de gestation se forme sur l'ovaire au niveau du site d'ovulation. Ce corps jaune mesure généralement plus de 25mm de diamètre et dépasse la surface du cortex, contrairement aux corps jaunes accessoires plus petits, localisés dans la corticale, issus de la lutéinisation d'un follicule sans ovulation (figure 53).

Il est possible d'observer jusqu'à 10 corps jaunes sur le même ovaire, en particulier pendant la moitié et la fin de gestation, mais il n'y a toujours qu'un seul corps jaune de gestation, les autres étant des corps jaunes accessoires (Fowler, 2006).

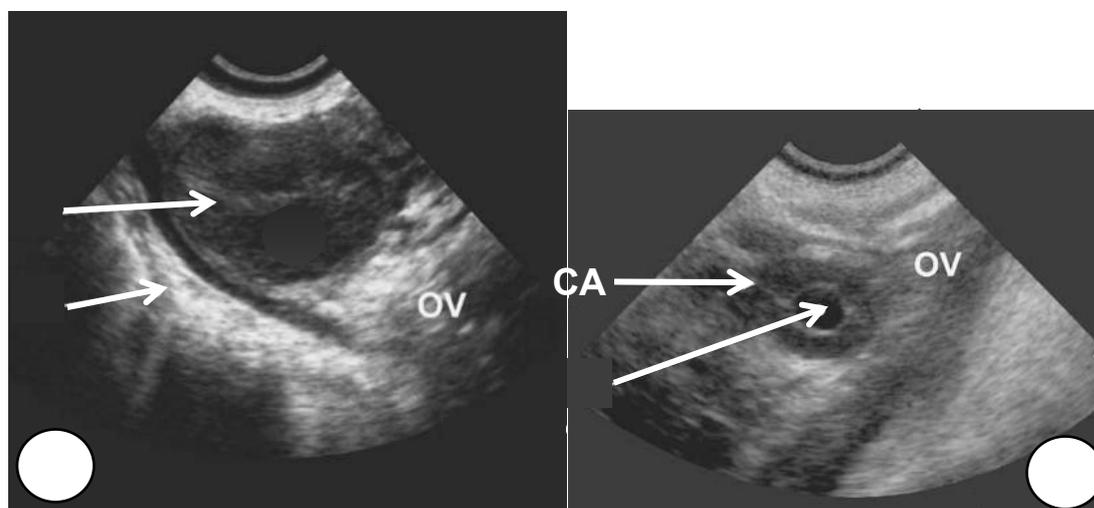


Figure 53 : Aspect échographique des ovaires chez deux femelles gestantes (modifié d'après Fowler, 2006)

A : Présence d'un corps jaune de gestation (CL), de grande taille

B : Présence d'un corps jaune accessoire, de petite taille, présentant une cavité liquidienne (L)

OV : ovaire ; I : Anses intestinales

B. Utérus de la femelle gravide

L'implantation de la vésicule embryonnaire a lieu au niveau de la fusion entre les deux cornes utérines, ou plus crânialement dans l'une des deux cornes. L'embryon n'est jamais situé dans le corps utérin (Fowler, 2006).

L'utérus ne subit pas de modifications morphologiques majeures pendant les trois premiers mois de gestation. La lumière utérine s'agrandit à partir du milieu du 3ème mois de gestation, associée à une diminution de la tonicité utérine (Hanks et Sgort, 1972).

C. Type de placentation

L'anatomie placentaire est similaire chez les éléphants d'Afrique et d'Asie. La placentation est endothéliochoriale zonaire.

Un placenta d'éléphanteau à terme peut peser entre 15 et 24 kg (en incluant les membranes mobiles). Il présente souvent deux caractéristiques : une coloration marron à verte autour de la fixation du placenta zonaire, et les pustules ou verrues allantoïdes à la surface de l'allantochorion, composées de tissu conjonctif lâche très irrigué. La coloration autour de la fixation placentaire est marron, correspondant à un hématome marginal, alors que la couleur verte se retrouvant sur les bords extrêmes n'a pas d'explication précise. Chez l'éléphant d'Asie, les membranes libres ont une surface fine comportant des villosités, absentes chez l'éléphant d'Afrique (Fowler, 2006).

Il est possible d'observer des cicatrices placentaires sur la muqueuse utérine, correspondant aux fixations placentaires des gestations précédentes. On peut ainsi estimer le nombre total de gestations lors d'une autopsie. Les cicatrices placentaires sont également visibles par échographie, mais déterminer leur nombre est très délicat au delà de 2-3 gestations. Les cicatrices placentaires provoquent un artéfact (un cône d'ombre) lors de leur visualisation par échographie transrectale (figure 54) (Fowler, 2016).

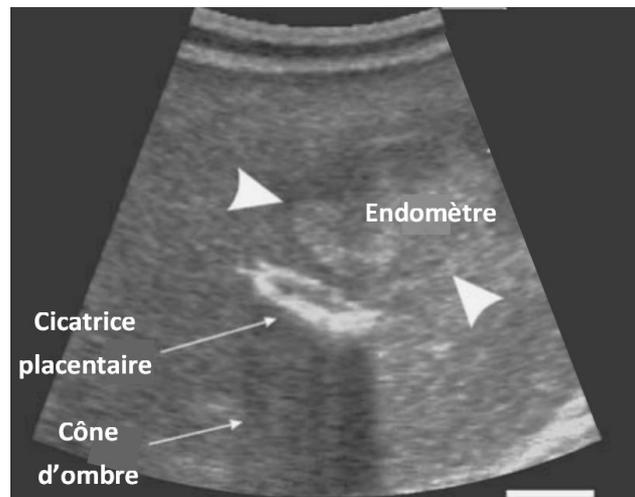


Figure 54 : Cicatrice placentaire observée par échographie transrectale un mois après la mise-bas, chez un éléphant (modifié d'après Fowler, 2016)

D. Cordon ombilical

Le cordon ombilical s'épaissit à partir du 95^{ème} jour de gestation (Hildebrandt et al., 2006 (b)) et il mesure environ 100cm (65 à 170 cm) lors de la mise bas. Le trajet entre l'utérus et la vulve étant plus long, le cordon ombilical doit se détacher pendant les contractions pour permettre l'expulsion du fœtus. La rupture du cordon se fait à la surface de l'abdomen fœtal, les vaisseaux ombilicaux se rétractent ensuite à l'intérieur de l'abdomen. Le cordon ombilical est composé de vaisseaux sanguins et d'un canal allantoïdien, permettant le passage de l'urine fœtale dans le sac allantoïdien (Fowler, 2016).

E. Vagin

Durant la gestation, un épais mucus vaginal est présent, jouant le rôle de barrière mécanique et anti-infectieuse (Fowler, 2006).

II. DEROULEMENT DE LA GESTATION

Le déroulement de la gestation est similaire chez l'éléphant d'Afrique et chez l'éléphant d'Asie.

A. Taille et développement du fœtus en cours de la gestation

La gestation comporte trois phases distinctes.

1. Première phase : fécondation et mise en place des enveloppes annexes

L'oocyte fécondé subit des divisions et réplifications successives pour se développer en morula puis en blastocyte. Ce blastocyte, d'abord libre dans la lumière utérine, se fixe ensuite à la muqueuse utérine. Chez l'éléphant, l'implantation a lieu entre la 6^{ème} et la 8^{ème} semaine. Après implantation, plusieurs structures se développent autour de l'embryon :

- la membrane amniotique, ou amnios, qui enveloppe l'embryon ;
- le sac vitellin et le sac allantoïde, qui sont des structures provisoires permettant la mise en place de la vascularisation placentaire.

Au 62^{ème} jour, le conceptus en entier mesure 30mm mais l'embryon seul ne mesure que 5mm (Drew, 2008).

2. Deuxième phase : formation du placenta et différenciation fœtale

La deuxième phase s'étale de la 10^{ème} à la 18^{ème} semaine.

A partir du 73^{ème} jour, le placenta chorio-vitellin se développe à partir du sac vitellin puis, entre le 95^{ème} et le 103^{ème} jour de gestation, le placenta chorio-vitellin est peu à peu remplacé par le placenta chorio-allantoïdien (figure 55). Aux alentours du 100^{ème} jour, le fluide allantoïdien prend une couleur plus trouble, indiquant la production d'urine suite au développement du mésonéphros, bourgeon primitif du rein définitif. Au 116^{ème} jour, l'embryon a formé ses quatre membres ainsi qu'un bourgeon de trompe ; le sac vitellin est encore présent, mais de très petite taille. Au 120^{ème} jour, l'extrémité de la trompe se divise en deux doigts distincts, tout comme chez l'adulte (Drew, 2008).

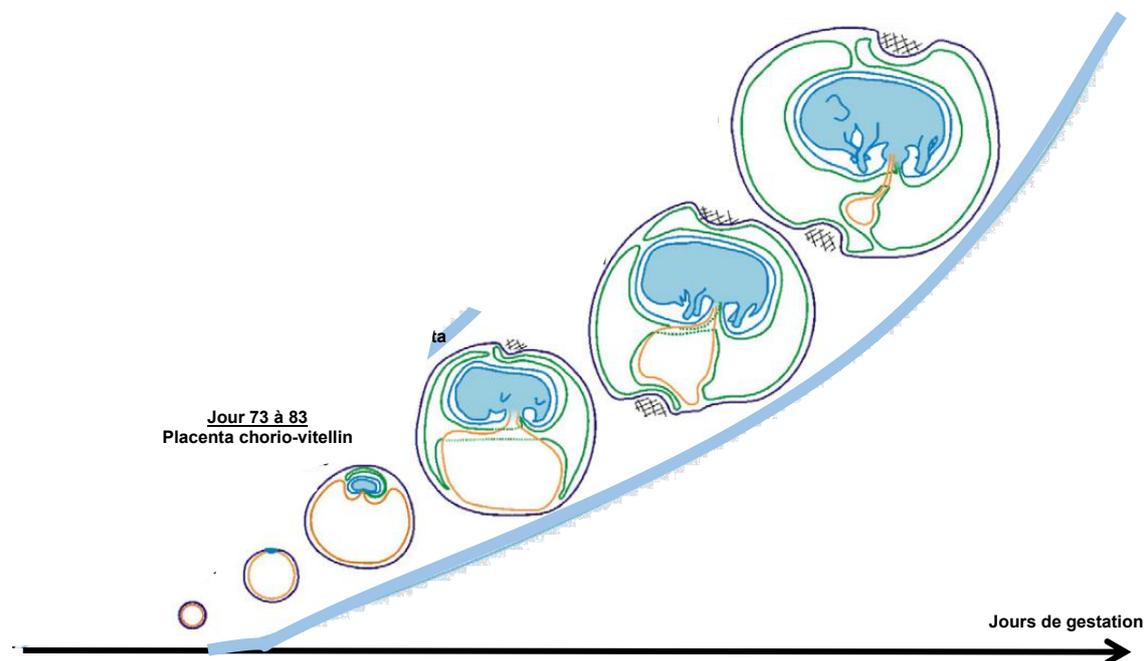


Figure 55 : Description des différents stades morphologiques de l'embryon d'éléphant (modifié d'après Drew, 2008)

3. Troisième phase : croissance fœtale

La troisième phase correspond au reste de la gestation, au-delà de 120 jours de gestation : le fœtus continue de grandir lentement (figure 56). A un an de gestation, le fœtus mesure environ 30 à 35 cm de hauteur et de longueur. Durant les derniers mois de gestation, le fœtus prend du poids plus rapidement.

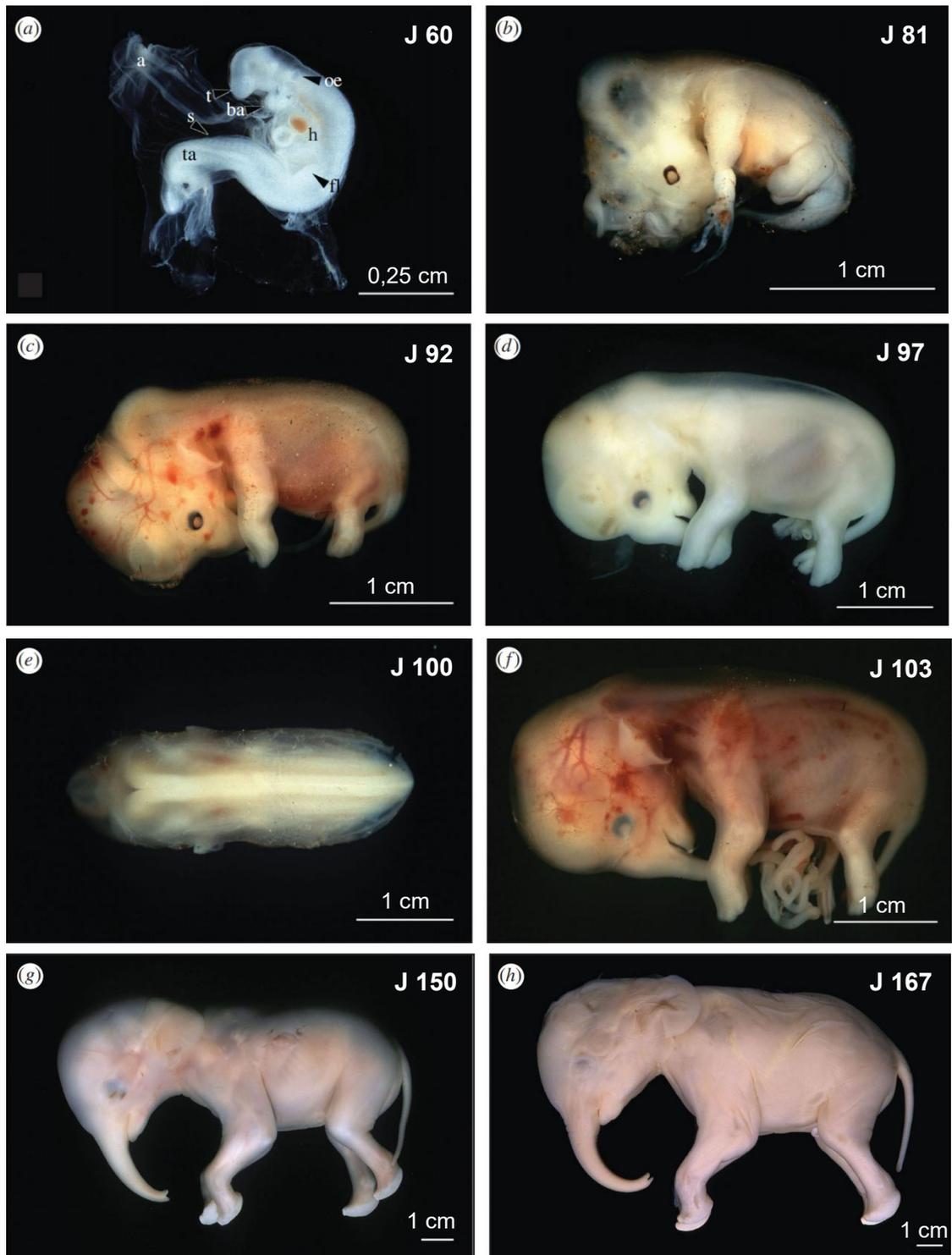


Figure 56 : Embryons et fœtus d'éléphant d'Afrique, à différents stade de gestation (Hildebrandt et al., 2006 (b))

Les indications en haut à droite de chaque photographie correspondent au stade de gestation (J 60 : 60ème jour de gestation).

(a) a, amnios ; ba, arcs branchiaux ; fl, membres postérieurs ; h, cœur ; oe, bourgeon optique ; s, somites ; ta, queue; t, trompe.

(e) Vue dorsale du fœtus : mise en évidence le développement du tube neural.

4. Détermination de l'âge du fœtus lors d'un avortement

En cas d'avortement, une formule fiable permet de donner l'âge du fœtus en fonction de son poids (Hildebrandt et al., 2006 (b)) :

$$\text{Age} = 28.434 + 54.20 \times (\text{poids})^{1/6}$$

Le poids du fœtus est en gramme et l'âge est en jours. Le coefficient de détermination est très élevé ($r^2 > 0,95$), à condition d'utiliser la formule jusqu'à $202 \pm 9,7$ jours.

A la mise bas, le jeune éléphanteau peut peser de 59 à 181 kg (130 à 400 lb) mais en moyenne, il avoisine les 113kg (250 lb). Il mesure 80 à 90 cm de longueur et hauteur (Fowler, 2006).

B. Signes externes de la gestation

1. Œdème mammaire

Les éléphants possèdent deux mamelles, localisées sur le poitrail, entre les membres antérieurs. Un des premiers signes de la gestation est le développement mammaire. Le tissu mammaire devient plus ferme à partir de 6 mois de gestation et l'hyperplasie mammaire augmente jusqu'à la mise-bas (Fowler, 2006).

2. Prise de poids

La prise de poids de la mère est minime durant la première année de gestation car le fœtus et les enveloppes fœtales pèsent environ 30 kg au total pour un poids maternel de 2 à 4 tonnes chez l'éléphant d'Asie et de 4 à 6 tonnes chez l'éléphant d'Afrique. Cependant, les éléphantesses gestantes prennent plus de poids en captivité. Le gain de poids total de la femelle pendant la gestation est de moins de 250 kg (550 lb) (Fowler, 2006).

3. Modifications comportementales

A partir de la 85ème semaine de gestation, les modifications comportementales de la mère s'accroissent. On observe des épisodes de marche nocturne, des mises à genoux, de l'escalade, de courts moments où la mère s'isole du reste du groupe, des claquements de queue sur la vulve, l'émission fréquente de selles de petite taille ou encore l'émission d'urine en faible quantité (Fowler, 2006).

III. ENDOCRINOLOGIE DE LA GESTATION

A. Progestagènes

Le corps jaune est le principal lieu de synthèse des progestagènes entre le 2ème et le 14ème mois de gestation. Le rôle du placenta dans la stéroïdogénèse n'est pas encore bien connu. Une hypothèse est qu'il produit des progestagènes pendant la deuxième partie de la gestation chez l'éléphant d'Afrique (Hodges, 1998).

Les concentrations en progestagènes subissent une chute transitoire de la fécondation à la 8ème semaine de gestation jusqu'à atteindre des valeurs basales. A partir de la 12ème semaine, puis pendant toute la première moitié de gestation, la concentration de progestagènes augmente et devient supérieure à celle de femelles non gravides. Cependant, il existe des chutes transitoires des concentrations de progestagènes pendant la première année, expliquée par des chutes d'activité sécrétoire du corps jaune et du placenta.

Pendant la deuxième moitié de la gestation, la concentration de progestagènes diminue lentement jusqu'à la mise bas (figure 57) (Fowler, 2016).

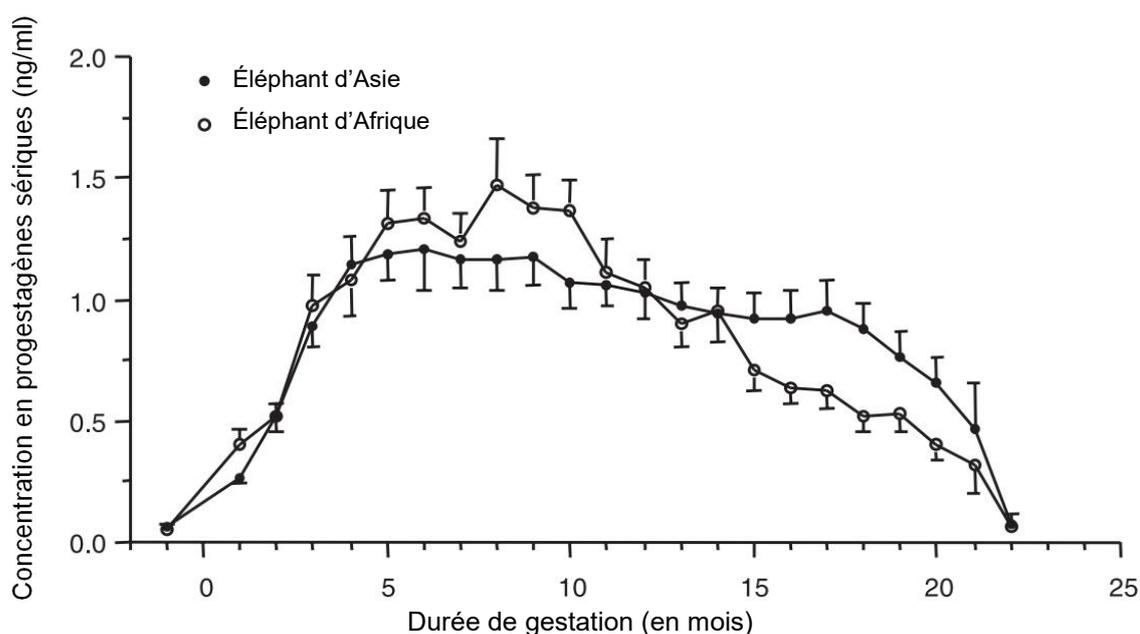


Figure 57 : Profil des concentrations en progestagènes sériques au cours de la gestation chez l'éléphant d'Afrique et l'éléphant d'Asie (Fowler, 2006)

Chez l'éléphant d'Asie, dans les premières semaines de gestation (semaines 2 à 7), un changement dans le rapport $\frac{17\alpha\text{-OHP}}{\text{progestérone}}$ se produit ($17\alpha\text{-OHP}$ =

$17\alpha\text{-hydroxyprogesterone}$, voir plus haut). Si le rapport est inférieur à 0,7, il signe une gestation (Fowler, 2006).

B. Œstrogènes

La source des œstrogènes pendant la gestation n'est pas connue, mais le placenta et/ou les gonades fœtales pourraient jouer un rôle dans la production d'œstrogènes (Hodges, 1998 ; Fiess et al., 1999 ; Fowler, 2006).

1. Variations des œstrogènes sériques au cours de la gestation

La concentration sérique d'œstrogènes libres est basse et ne varie pas au cours de la gestation. Les concentrations d'œstrogènes conjugués, quant à elles, augmentent de manière significative pendant la deuxième moitié de gestation.

La concentration en œstrone conjugué tend à être plus élevée que celle de l'œstradiol pendant les premiers stades de la gestation, mais à environ 6 mois, le rapport se déplace en faveur de l'œstradiol conjugué (Fowler, 2006).

2. Variations des œstrogènes urinaires au cours de la gestation

Chez les éléphants d'Afrique, les concentrations en œstrogènes totaux dans l'urine hydrolysée augmentent après 30 semaines, atteignent leur maximum à la mi-gestation et diminuent dans la deuxième moitié de gestation jusqu'à la naissance.

En revanche, les concentrations en œstrogènes urinaires sont élevées tout au long de la gestation chez l'éléphant d'Asie (Fowler, 2006).

3. Variations des œstrogènes fécaux au cours de la gestation

Le dosage des œstrogènes fécaux pendant la gestation n'a qu'une valeur limitée. Des études chez l'éléphant d'Afrique ont montré une augmentation légère de la concentration en œstrone fécale dans la deuxième partie de la gestation. Cette augmentation contraste avec la diminution de la concentration en œstrogènes urinaires, cela pourrait indiquer un changement dans le métabolisme et/ou l'excrétion des œstrogènes (Fowler, 2006).

C. Prolactine

Le placenta est la source majeure de prolactine tout au long de la gestation (Yamamoto, 2012). La synthèse de prolactine est stimulée par les œstrogènes.

Les variations de la concentration en prolactine au cours de la gestation suivent deux phases. La concentration en prolactine sérique augmente à partir du 4-6ème mois de gestation pour atteindre un premier pic vers le 11-14ème mois. Un deuxième pic est ensuite observé entre le 18-20ème mois de gestation (figure 58) (Fowler, 2006).

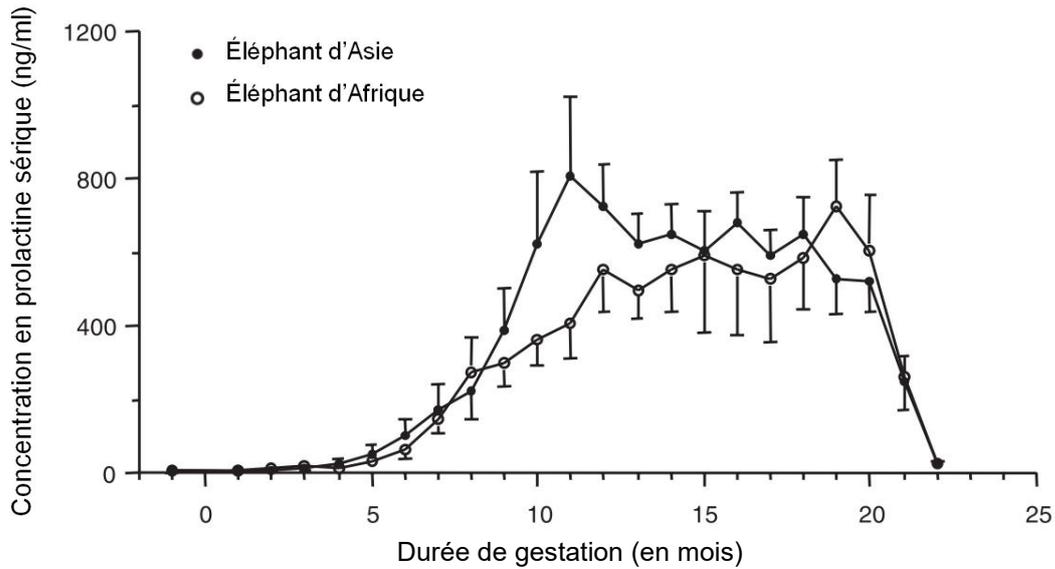


Figure 58 : Profil de la concentration en prolactine sérique au cours de la gestation chez l'éléphant d'Afrique et l'éléphant d'Asie (Fowler, 2006)

D. Relaxine

La concentration en relaxine sérique augmente pendant les 10 premiers mois de la gestation puis diminue ensuite. Quelques semaines avant la mise bas, la concentration sérique de relaxine subit un pic (figure 59) (Fowler, 2006).

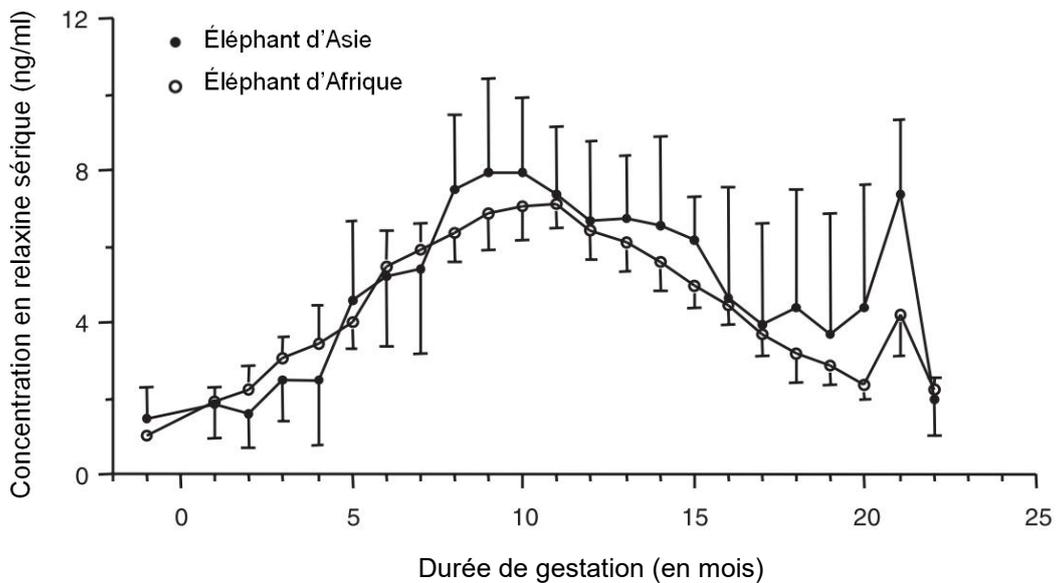


Figure 59 : Profil de la concentration en relaxine sérique au cours de la gestation chez l'éléphant d'Afrique et l'éléphant d'Asie (Fowler, 2006)

E. Gonadotropines : GnRH, LH, FSH

Il n'a pas été mis en évidence de rôle des gonadotropines dans la gestation de l'éléphant (Fowler, 2006).

F. Corticoïdes

La sécrétion de cortisol est stable tout au long de la gestation jusqu'aux deux dernières semaines avant la mise-bas où un ou plusieurs pics de cortisolémie apparaissent. L'augmentation de la concentration en cortisol sérique et/ou urinaire quelques semaines avant la mise-bas est probablement liée au «stress» du travail de parturition (Fowler, 2006). Une étude montre que les corticoïdes fécaux suivraient un profil similaire à celui des progestagènes lors de la gestation d'éléphants dans le milieu naturel (Foley et al., 2001).

Pour pouvoir conclure à un réel intérêt dans le dosage de ces molécules, d'autres études sont nécessaires.

Il reste encore beaucoup d'incertitudes concernant l'endocrinologie post-conception chez les éléphants.

IV. DIAGNOSTIC DE GESTATION

L'échographie a l'avantage de donner un résultat immédiat et de contrôler la viabilité du fœtus.

A. Examen échographique

L'examen échographique se réalise en voie transrectale entre le 46ème et le 240ème jour de gestation, ou en voie transcutanée à partir du 340ème jour de gestation (Hildebrandt et al., 2006 (b)). Si l'éléphante est de trop grande taille, il peut être nécessaire de la faire se coucher sur le côté pour un examen fiable de l'utérus. La vascularisation utérine peut être visualisée pour déterminer la viabilité du fœtus, et exclure une résorption embryonnaire ou une momification (Fowler, 2006).

Si aucun fœtus n'est observé à l'échographie, il peut s'agir d'une pseudogestation, causée par une tumeur ovarienne, un dysfonctionnement de la glande pituitaire... (Schafteenaar et Hildebrandt, 2005).

1. Datation de la gestation grâce à la biométrie fœtale

Au cours de la gestation, il est intéressant de mesurer certaines longueurs chez le fœtus car elles permettent de déterminer son âge à l'aide de formules mathématiques plus ou moins fiables.

Les mesures intéressantes lors de l'examen échographique sont les suivantes (avec un coefficient $r^2 > 0,95$) (Hildebrandt et al., 2006 (b)) :

- la longueur totale du fœtus (L) :

Elle se mesure du sommet du crâne à la base de la queue. Elle est assez fiable entre le 62ème et le 202ème jour, elle varie de 5,0mm à 205,3 mm. Elle est plus difficile à mesurer lorsque la tête du fœtus est fléchie.

$$\text{Age (en jours)} = 35.14 + 10.80 \times L^{0.5}$$

- le diamètre de la tête (H) :

Il est mesuré entre le bord externe des 2 os pariétaux, entre le 83ème et le 226ème jour, il varie de 7,7mm à 91,3mm.

$$\text{Age (en jours)} = 78.98 + 1.95 \times H$$

- le diamètre thoracique maximal (T) :

Il est mesuré entre le 99ème et le 240ème jour, il varie de 10,5mm à 88mm.

$$\text{Age (en jours)} = 85,32 + 1.69 \times T$$

- la longueur de la diaphyse du fémur (F) :

Il est mesuré plus tardivement, entre le 119ème et le 234ème jour, pour des valeurs allant de 6,4 à 58,0mm.

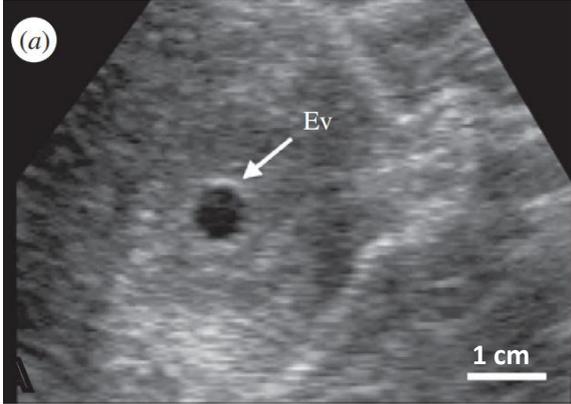
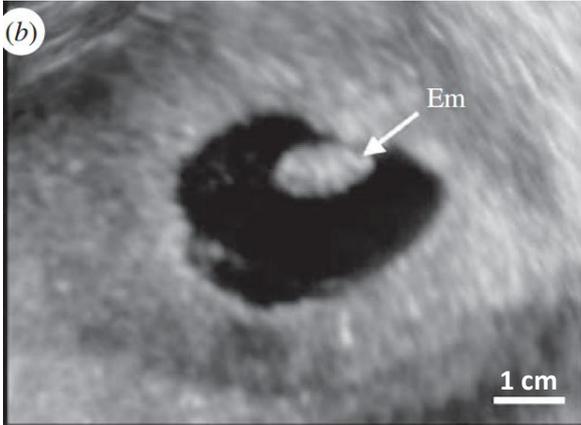
$$\text{Age (en jours)} = 113.55 + 2.02 \times F$$

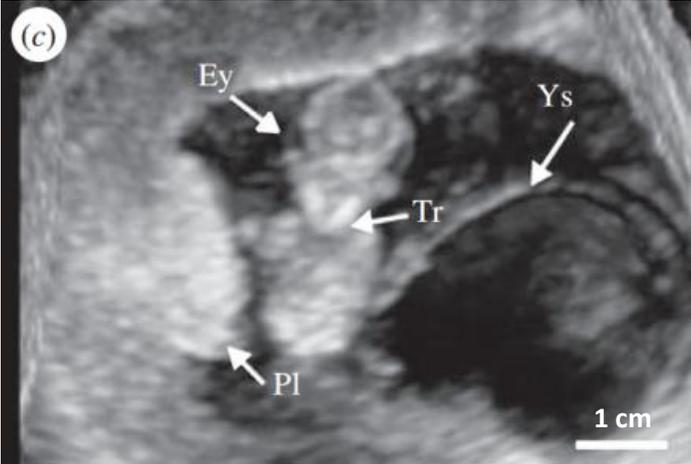
La différence entre l'âge calculé et l'âge réel peut atteindre 60 jours (Hildebrandt et al., 2006 (b)). Les marges d'erreur de ces formules sont à prendre en compte.

2. Datation de la gestation par la mise en évidence de structures particulières

Avant 75 jours, la datation de la gestation est permise par observation des annexes fœtales et par mesure du fœtus. Après 80 jours, la différenciation fœtale débute et permet de dater la gestation (tableau 19). Le premier organe visible est le cœur et ses battements au 80ème jour de gestation (Hildebrandt et al., 2006 (b) ; Drews et al., 2008).

Tableau 19 : Caractéristiques échographiques du fœtus et de ses annexes selon le stade de gestation (Drews et al., 2008 ; Hildebrandt et al., 2006 (b))

Gestation (en jours)	Caractéristiques échographiques
46	- Accumulation de liquide dans la lumière utérine
50	<p>- Vésicule sphérique liquidienne (Ev) dans la lumière d'une des cornes utérines, à proximité du corps utérin (figure a)</p> <p>- Embryon visible avec une sonde échographique performante : il est au stade de blastocyte et est situé dans la vésicule</p>  <p>Échographie de gestation au jour 50 (Drews et al., 2008)</p>
74	<p>- Embryon (Em) de forme ovale (figure b) et attaché à une membrane d'échogénicité distincte, représentant le sac vitellin</p>  <p>Échographie de gestation au jour 74 (Drews et al., 2008)</p>
80	<p>- Battements cardiaques</p> <p>- Début de formation du placenta : l'endomètre apparaît plus échogène</p>
83-85	- Différenciation de la tête et de la croupe

<p>85-95</p>	<p>- Formation du sac allantoïdien : il est moins échogène et entoure l'embryon et le sac vitellin Il est très difficile de distinguer le sac allantoïdien de l'amnios.</p>
<p>95</p>	<p>- Dilatation du cordon ombilical</p>
<p>90-98</p>	<p>- Formation de la trompe : sous la forme d'une structure triangulaire entourée de deux lignes hyperéchogènes au 90ème jour de gestation (figure c)</p>  <p>Échographie de gestation au jour 97 (Drews et al., 2008) Il est possible de distinguer la trompe (Tr), les yeux (Ey), le sac vitellin (Ys) et le placenta (Pl) à ce stade.</p>
<p>106</p>	<p>- Foie, poumons, reins et vésicule gastrique différenciables</p>
<p>119-120</p>	<p>- Proportion de la tête : 40% de la longueur totale du fœtus</p>
<p>126</p>	<p>- Formations des pustules allantoïdiennes (AP) visibles sous la forme de structure hyperéchogènes situées sur la surface interne des membranes allantoïdiennes (figure h)</p> 

	<p>Échographie de gestation au jour 303 (Drews et al., 2008) Au 303ème jour, le fœtus n'est plus visible par échographie transrectale mais les annexes fœtales restent observables</p>
<p>120-240</p>	<p>- Morphologie d'un éléphant adulte miniature (figure g)</p>  <p>Échographie de gestation au jour 133 (Drews et al., 2008)</p>
<p>Après 240 jours</p>	<p>Fœtus non observable par échographie transrectale</p>
<p>Après 340 jours</p>	<p>Échographie transcutanée possible : le poil du fœtus, les battements du cœur, la cage thoracique et le crâne sont visibles, ainsi que les membranes allantoïdiennes libres et les pustules allantoïdiennes (figure h)</p>

B. Dosages hormonaux

En pratique, le diagnostic de gestation par endocrinologie se réalise par dosage des progestagènes ou de la prolactine. Les autres dosages hormonaux ont été réalisés à des fins expérimentales jusqu'à présent (Fowler, 2006).

1. Dosage de progestagènes

Pour rappel, chez l'éléphant d'Afrique et l'éléphant d'Asie, les principaux progestagènes circulants sont des métabolites de la progestérone : le 5 α -pregnane-3,20-dione (ou 5 α -DHP) et le 5 α -pregnane-3-ol-20-one (5 α -P-3-OH). De plus, chez l'éléphant d'Asie, il est possible de doser le 17 α -hydroxyprogestérone (ou 17 α -OHP) (Brown, 2006).

En raison des chutes transitoires des concentrations en progestagènes, il est nécessaire d'effectuer plusieurs dosages séparés dans le temps pour confirmer une gestation. Il est également nécessaire d'avoir réalisé des dosages hormonaux chez la

femelle hors gestation, pour comparer la concentration en progestérone en période de cycle et en période de gestation. Si les concentrations de progestagènes sont plus élevées que ses valeurs normales lutéales, on conclut à une gestation.

Il est possible de réaliser des dosages sanguins ou des dosages urinaires. L'urine peut être prélevée à même le sol mais en évitant toute contamination par des fèces ou de l'eau. Si l'analyse se déroule dans les 48h suivant la miction, le prélèvement peut être conservé à l'état réfrigéré. Le prélèvement urinaire peut être conservé plus longuement grâce à la congélation. Le plus efficace pour le diagnostic et le suivi de gestation est de réaliser des dosages hormonaux hebdomadaires chez les éléphants (Schafteenaar et al., 2009).

Un laboratoire situé en Allemagne est spécialisé dans le suivi hormonal des cycles et de la gestation chez les éléphants (Endocrinology laboratory in German Primate Center DPZ, Göttingen, Allemagne). La majorité des suivis hormonaux des zoos européens sont réalisés par ce laboratoire (figure 60) (DPZ, 2018).

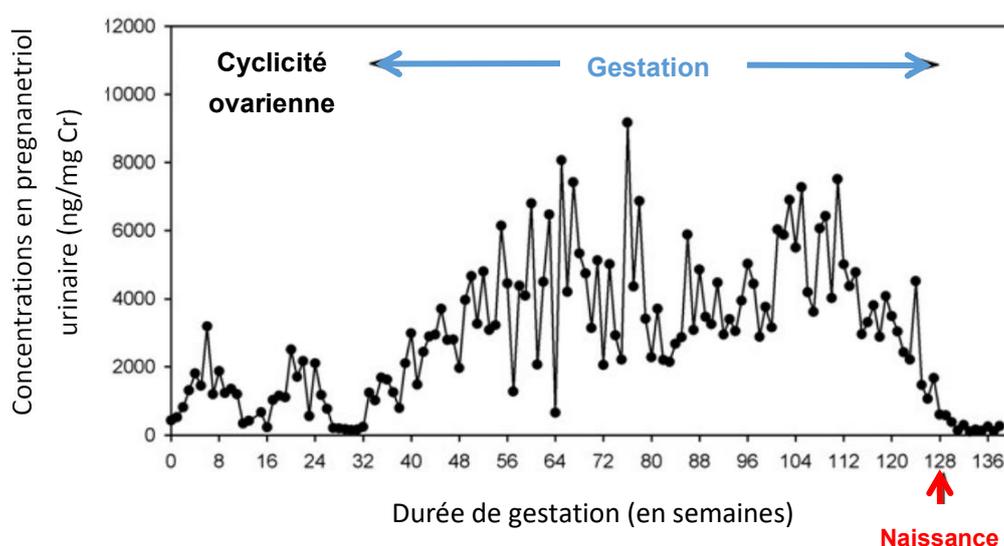


Figure 60 : Un exemple de profil de pregnanetriol urinaire chez une femelle éléphant d'Asie en période de cycle et en période de gestation, dosage réalisé par le German Primate Center DPZ, Allemagne (DPZ, 2018)

En pratique, le calcul du rapport $\frac{17\alpha\text{-OHP}}{\text{progestérone}}$ chez l'éléphant d'Asie n'est pas utilisé

pour conclure à une gestation (Fowler, 2006).

2. Dosage de prolactine

Il suffit d'un échantillon de prolactine sérique pour confirmer la gestation chez les éléphants dont la gestation date de plus de 6 mois. Néanmoins, le test de prolactine

sérique est seulement commercialisé aux États-Unis et n'est pas disponible en Europe (Schaftenaar et al., 2009).

C. Thermographie

Les caméras thermiques sont un nouvel outil permettant de déterminer la température d'un corps à distance.

Pendant la gestation, il existe une réaction exothermique lors de la croissance du fœtus : de la chaleur est produite par le placenta et par le corps du fœtus puis elle est transférée vers la peau de la mère. La peau de la mère sera d'autant plus chaude si le fœtus est accolé à la paroi abdominale (figure 61). Chez l'éléphant, l'intérêt de la thermographie est moins important que chez le rhinocéros par exemple. En effet, la peau des éléphants est plus élastique et leur abdomen grossit beaucoup pendant la gestation. Il est plus difficile d'identifier la gestation chez une éléphante multipare que chez une éléphante nullipare (Hilsberg-Merz, 2008).

La thermographie est optimale à des températures extérieures comprises entre 15 et 18°C et elle est efficace seulement durant les derniers mois de la gestation chez l'éléphant (Hilsberg-Merz, 2008) mais il n'existe encore que très peu de données exploitables concernant la thermographie chez l'éléphant.

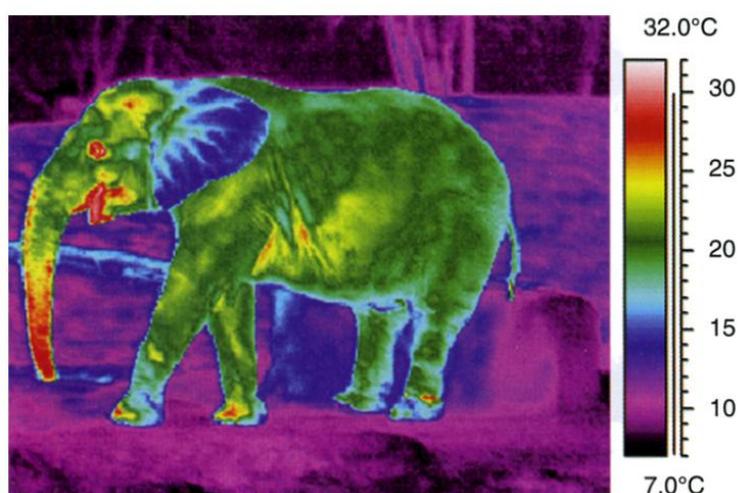


Figure 61 : Thermographie chez une éléphante d'Asie gestante (Hilsberg-Merz, 2008)
Les radiations de chaleur situées au niveau de l'abdomen et au niveau des mamelles sont les signes d'une gestation chez l'éléphant durant les derniers mois de gestation.

V. COMPLICATIONS POSSIBLE DE LA GESTATION

A ce jour, il existe seulement des descriptions de cas isolés d'avortements.

En cas d'avortement à des stades avancés, avec expulsion du fœtus mort et de ses annexes, il est conseillé d'administrer des antibiotiques et de bien surveiller l'éléphante pour éviter ou dépister toute complication septique.

L'avortement peut être lié à une cause mécanique empêchant l'implantation correcte du fœtus et/ou du placenta ou à une cause infectieuse.

A. Causes mécaniques de l'avortement

Parmi les causes mécaniques, il existe des pathologies utérines, différentes chez les deux espèces d'éléphants.

L'éléphant d'Asie est plus fréquemment atteint par des leiomyomes multiples. Ces leiomyomes sont plus fréquents après de longues périodes d'activité sexuelle sans gestation (10 à 15 ans).

Une autre pathologie courante, l'hyperplasie kystique de l'endomètre utérin, atteint aussi bien l'éléphant d'Afrique que l'éléphant d'Asie (figure 62) (Lueders et al., 2010).

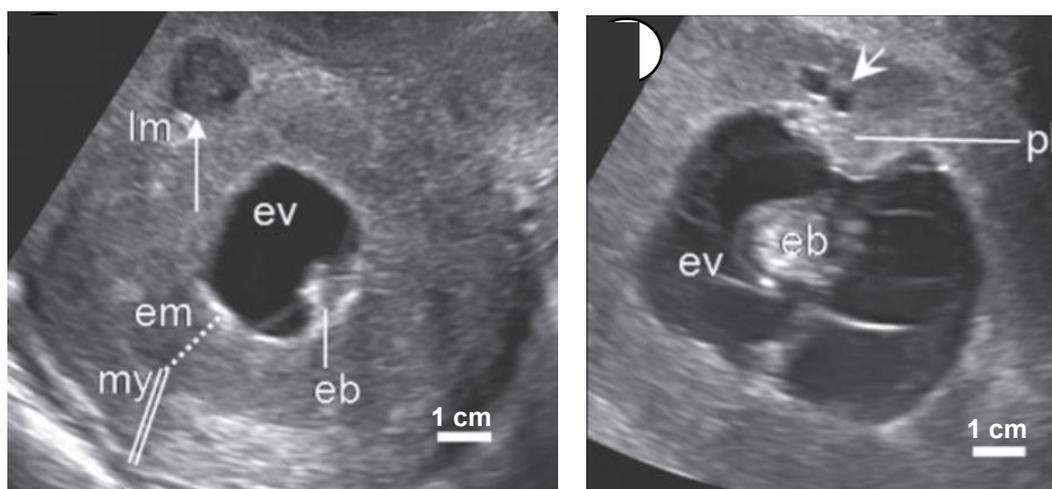


Figure 62 : Léiomyome chez une éléphante au 76ème jour de gestation (A) et hyperplasie kystique chez une éléphante au 108ème jour de gestation (B), observés par échographie transrectale (Lueders et al., 2010)

lm : léiomyome ; ev : vésicule embryonnaire ; em : endomètre ; my : myomètre ; eb : embryon ; pl : placenta

(A) Le léiomyome est situé dans le myomètre et fait protrusion dans l'endomètre utérin.

(B) Les structures kystiques se développent dans l'endomètre et atteignent le placenta.

B. Causes infectieuses de l'avortement

Les pyomètres, bien que rares, peuvent provoquer l'avortement chez les éléphants. Il s'agit en grande majorité de pyomètres stériles et sont plus souvent observés en captivité (Fowler et Mikota, 2006).

Parmi les virus, la première cause d'avortement est l'herpesvirus (Endotheliotropic elephant Herpes Virus = EEHV). Les deux espèces d'éléphants en sont porteuses mais l'éléphant d'Asie y est beaucoup plus sensible. Le virus peut être mis en évidence par PCR sur sang de la mère, ou sur les tissus de l'avorton (cœur, foie, langue, intestins) (Fowler et Mikota, 2006).

Le Poxvirus induit également des avortements chez les deux espèces d'éléphants. Le diagnostic d'une infection par cet agent pathogène est établi par histologie, culture virale et observation des corps de Bollinger en microscopie électronique (Fowler et Mikota, 2006).

Les causes d'avortement chez les éléphants étant mal connues, il est possible de tester la présence de pathogènes abortifs connus chez les mammifères domestiques : *Brucella abortus*, *B. melitenensis*, *Salmonella abortus*, *Listeria monocytogenes* type I:0 and type IVb:0, *Leptospira canicola*, *L. gripothyphosa*, *L. tarassovi*, *L. icterohaemorrhagiae*, *L. pomona*, *L. hardjo*, *L. bratislava*, *Trypanosoma equiperdum*, *Chlamydia* sp., virus de l'artérite virale équine et virus de l'herpesvirus équin de type 1 et 4 (Lueders et al., 2010).

VI. ALIMENTATION DE LA FEMELLE GESTANTE

A. Ration équilibrée évitant le surpoids

Une ration équilibrée est nécessaire tout au long de la gestation pour le bon développement fœtal. Le gain de poids doit être suivi car l'excès de poids, problème majeur en captivité, est un facteur de risque de dystocies et d'avortements. Les éléphantesses gestantes doivent avoir un suivi régulier du poids, le gain sur toute la période de gestation ne devant pas excéder 250 kg à la mise bas, et suivre un programme d'exercices (Fowler et Mikota, 2006).

B. Apport en calcium

Il est probable que les éléphants suivent le métabolisme du calcium des chevaux, ce qui les rend presque complètement dépendants de l'absorption intestinale de calcium. La supplémentation du régime alimentaire en calcium et en vitamine D pendant la

grossesse a été suggérée comme mesure préventive contre les dystocies liées à l'hypocalcémie (Hermes et al., 2008).

L'apport quotidien de lumière ultraviolette artificielle (290-319 nm) pour augmenter la production de vitamine D n'est actuellement pas une option, car le caractère destructeur de l'éléphant et la longueur de sa trompe nécessitent de placer le dispositif à une longue distance : les ondes parviennent à l'animal avec une intensité trop faible (Hermes et al., 2008).

Pour les mères produisant du lait plusieurs semaines avant la mise bas, il est possible de réduire leur apport en calcium dans la ration, tout en surveillant les éventuelles hypocalcémies (Fowler et Mikota, 2006).

La durée de gestation variant entre 20 à 24 mois chez l'éléphant, il est important de déterminer le moment de la mise-bas avec plus de précision, afin que l'équipe soignante soit prête à intervenir. Pour cela, une surveillance accrue est nécessaire en fin de gestation.

PARTIE 6 : MISE - BAS

I. SIGNES PRECURSEURS DE LA MISE-BAS

A. Signes physiologiques

1. Modification de l'émission de selles et d'urines

Quelques mois avant la mise-bas, certaines modifications physiologiques sont visibles. En raison de la pression de l'utérus sur les organes abdominaux, on observe une augmentation de la fréquence d'émission de selles et d'urine, mais leurs quantités sont diminuées. Quelques jours avant la mise bas, les urines deviennent très translucides, comparables au liquide allantoïdien (Fowler et Mikota, 2006).

2. Diminution de l'appétit

Pour la même raison que précédemment, l'utérus occupant une place plus importante dans l'abdomen, il comprime également l'estomac. L'appétit de l'éléphante est diminué pendant les derniers mois de gestation (Fowler et Mikota, 2006).

3. Perte de sécrétions vaginales

Pendant les deux dernières semaines de gestation, le mucus présent dans le vagin est relargué en grande quantité (Schaftenaar et al., 2009).

4. Apparition d'œdèmes abdominal et mammaire

On observe également un œdème ventral et un œdème mammaire. L'œdème ventral apparaît lorsque le terme approche et se poursuit au cours des premières semaines après la mise bas. L'œdème mammaire peut être suivi par thermographie (figure 61) (Hilsberg-Merz, 2008).

5. Production lactée

La plupart des éléphantess produisent du lait quelques heures avant la mise bas, mais certaines n'ont aucune production lactée lorsque la mise bas commence et d'autres ont une production lactée plusieurs semaines avant la mise bas.

L'accumulation de lait dans les mamelles peut être mise en évidence par échographie transcutanée (Schaftenaar et al., 2009).

6. Modification de la démarche

En toute fin de gestation, l'éléphante se déplace de manière anormale. Cette modification de la démarche est liée au relâchement des ligaments pelviens suite à

l'augmentation de la concentration en relaxine dans les tissus (Fowler et Mikota, 2006).

7. Expulsion du bouchon muqueux

L'expulsion du bouchon muqueux signe une mise bas imminente, dans les 24 heures suivantes. Le bouchon muqueux ressemble à un amas épais visqueux opaque de couleur blanchâtre. Il est difficilement observable car souvent piétiné ou caché sous la litière. L'observation du bouchon muqueux a lieu dans environ 50% des cas (Fowler et Mikota, 2006).

B. Signes comportementaux

1. Modifications comportementales chez la mère

A l'approche de la mise bas, le comportement de la mère change : augmentation des coups de queue sur la vulve, arrêt brutal des mouvements, étirements, inconfort abdominal (Schafteenaar et al., 2009).

2. Modifications comportementales chez les autres membres du groupe

Les autres membres du groupe réagissent aussi à l'approche de la mise bas d'une des femelles. Ils peuvent émettre des vocalisations inhabituelles, plus fréquentes. Comme la mère, ils restent moins longtemps immobiles, piétinent : le groupe entier semble plus agité qu'à l'habitude (Schafteenaar et al., 2009).

C. Signes hormonaux

Pour déterminer le moment de parturition chez une éléphante, les hormones couramment dosées en pratique sont les progestagènes.

1. Variations hormonales autour de la mise-bas

Un indicateur fiable de la mise bas est une chute importante de la concentration en progestagènes, qui chute de 50% en 12-24h, puis atteint les concentrations basales les 12-24h suivantes (moins de 0,10 - 0,15 ng/ml). La mise bas survient dans les 2 à 5 jours après que les progestagènes aient retrouvé une valeur basale (Fowler et Mikota, 2008).

Il existe cependant des exceptions où la mise bas se déroule quand la concentration en progestagènes est encore au-dessus des concentrations basales. Par exemple, au zoo de Rotterdam, une éléphante d'Asie de 23 ans a mis bas un éléphanteau sain alors que la concentration en progestérone était encore supérieure à sa valeur de

référence (0,65 nmol/L au moment de la mise bas pour une valeur de référence de 0,6 nmol/L) (Schaftenaar et al., 2009).

2. Conditions optimales de prélèvement

Au fur et à mesure que l'éléphante approche de la parturition, une surveillance accrue de la concentration en progestagènes est conseillée pour déterminer le moment de la mise bas précisément. A partir de la 89ème semaine de gestation, il est conseillé de réaliser des dosages de progestagènes tous les deux jours (Fowler et Mikota, 2008). A partir de la 91ème semaine (soit 637 jours), les échantillons de sérum peuvent être prélevés tous les jours ou même deux fois par jour (Schaftenaar et al., 2009). Il faut également s'assurer de travailler avec un laboratoire pouvant réaliser le dosage de progestérone le jour même, y compris le week-end.

D. Signes échographiques

Le signe échographique évocateur d'une mise-bas imminente est la dilatation du col de l'utérus mais celle-ci ne peut être diagnostiquée que par un vétérinaire expérimenté. En effet, il est très difficile de distinguer un col de l'utérus normal d'un col de l'utérus relâché (figure 63).

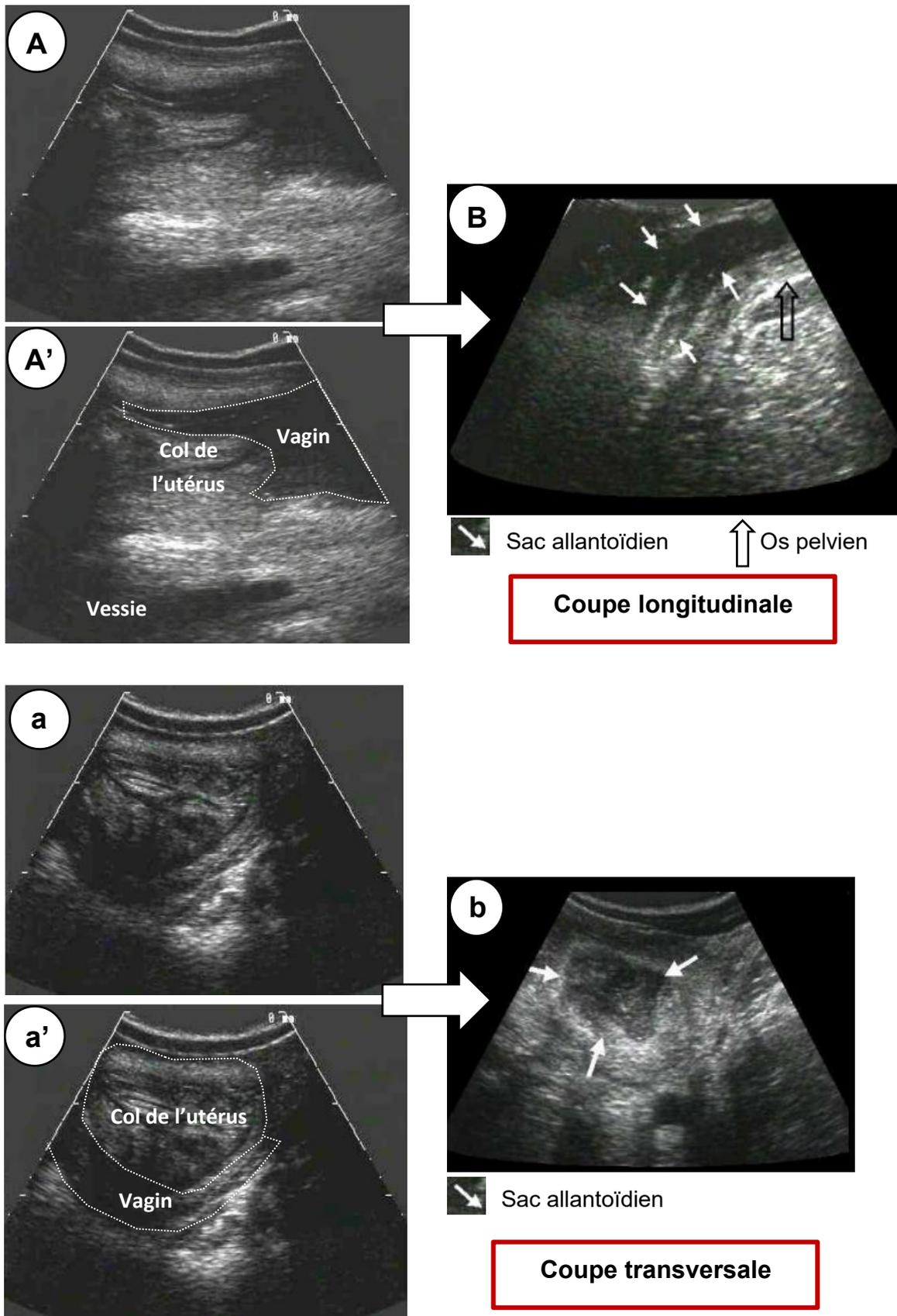


Figure 63 : Col de l'utérus normal (A, A', a et a') et col de l'utérus dilaté 12h avant la mise-bas (B et b) chez une éléphant gestante, observés en coupe longitudinale et en coupe transversale par échographie transrectale (Schafteenaar et al., 2009)

II. PREPARATION A LA MISE-BAS

Avant toute mise-bas d'éléphant, le vétérinaire doit se préparer à toute éventualité et préparer le matériel nécessaire. Pour éviter le stress de la mère lors de la mise-bas, l'équipe présente sur les lieux doit se limiter à un ou deux membres, familiers à l'éléphante. Le reste de l'équipe, dont le vétérinaire, peuvent suivre la mise-bas par vidéo (Schafteenaar et al., 2009).

A. Contrôle du lieu

Le lieu de mise bas doit être situé dans un bâtiment fermé, éloigné du public. Lors des examens cliniques, échographies ou prises de sang, l'éléphante peut être isolée du reste du groupe. Cependant, elle doit retrouver son environnement social habituel pour la mise bas. La naissance au sein du groupe permet l'acceptation de l'éléphanteau par la mère, et cela permet indirectement d'améliorer le succès des futures reproductions du groupe entier. Il est donc conseillé d'enfermer le groupe d'éléphants dans un bâtiment lorsque la mise-bas est imminente. Si le groupe est de grande taille, il est possible d'enfermer une partie du groupe seulement, en privilégiant les individus ayant des relations plus proches avec la mère, et y inclure des femelles multipares. Pour éviter tout stress, il faut avoir habitué le groupe à rester dans ce lieu depuis plusieurs mois : il peut s'agir du bâtiment du nuit par exemple (Schafteenaar et al., 2009).

Pour éviter toute blessure de la mère et du petit, il faut enlever tous les obstacles du lieu de mise bas. De même, pour assurer la sécurité des animaux et de l'équipe, il est judicieux d'ajouter de la litière au sol pour éviter que le sol ne soit glissant lors de la perte des fluides fœtaux (sable, son, sciure de bois, litière pour chat...). Il faut placer la litière sur le sol avant la mise bas mais également posséder un stock à portée pour en ajouter le cas échéant (Schafteenaar et al., 2009).

Un éléphanteau à la naissance est de petite taille, il peut donc s'échapper facilement : toutes les issues possibles pour l'éléphanteau doivent être bloquées, tout en laissant des passages pour l'équipe vétérinaire et pour les soigneurs lors de la mise bas (Schafteenaar et al., 2009).

B. Contrôle du matériel d'immobilisation

Il faut s'assurer de posséder un matériel en bon état et facilement accessible pour le jour de la mise-bas, en envisageant toutes les possibilités.

Afin de limiter le mouvement des animaux en cas de besoin, il est préférable de posséder des chaînes s'attachant aux membres postérieurs de la mère grâce à des

points de fixation. Contrairement aux pratiques historiquement utilisées, il ne faut surtout pas enchaîner la mère systématiquement lors de la mise bas.

Lors de la délivrance, l'éléphanteau a une démarche incertaine : il est possible d'utiliser des sangles souples qui seront passées entre les membres antérieurs, pour le ramener rapidement à sa mère si celle-ci commence à s'agiter. Il est également possible d'utiliser un harnais pour l'éléphanteau (Schaftenaar et al., 2009).

C. Contrôle du matériel de mise bas

En cas de mise bas trop longue, l'équipe vétérinaire peut être amenée à intervenir. Les cordes de vélage sont nécessaires pour faciliter l'expulsion de l'éléphanteau déjà engagé. Pour faciliter la traction de l'éléphanteau vers le bas en cas de dystocie, il est judicieux de posséder un anneau solide au sol de chaque box de mise bas, qui sera placé entre les membres postérieurs de la mère. Une poulie peut être fixée à cet anneau pour permettre une traction régulière forte de l'éléphanteau. Si une chirurgie s'avère nécessaire, il est utile de posséder un tuyau de plastique souple relié à une pompe pour nettoyer la zone rectale. Il faut également que les intervenants soient protégés des coups de pieds lors de l'intervention. Pour l'équipe, il est conseillé d'avoir des gants à crampons (type soccer) pour mieux attraper la peau glissante de l'éléphanteau si nécessaire (Schaftenaar et al., 2009).

D. Contrôle du matériel vétérinaire

Les équipements recommandés sont : stéthoscope, thermomètre, concentrateur d'oxygène portable (Schaftenaar et al., 2009).

E. Contrôle des médicaments vétérinaires

La mise bas pouvant survenir la nuit ou le week-end, une trousse de mise bas doit être préparée à l'avance pour pouvoir intervenir le plus rapidement possible.

1. Anesthésiques

En cas d'intervention chirurgicale, une anesthésie locale sera nécessaire. Les anesthésiques locaux utilisables chez l'éléphant sont décrits dans le tableau 20 (Fowler et Mikota, 2008). Une sédation pourra également être réalisée pour tranquilliser la mère (Schaftenaar et al., 2009).

Chez les éléphants, l'anesthésie complète est à utiliser avec précaution. Des cordes de relevage doivent être placées autour de l'abdomen de l'éléphant au moment de l'induction, ce qui est un exercice dangereux pour l'équipe. Ces cordes de relevage

permettront de replacer l'animal dans une position adéquate pour la chirurgie ou de le relever en fin d'intervention. Si l'animal se couche en position sternale, cela compromet sa respiration et l'éléphant doit être replacé en position latérale dans les 15 minutes qui suivent. Sauf en cas d'urgence, il est conseillé de réaliser une période de jeûne de 48h pour la nourriture et de 24h pour l'eau avant toute anesthésie générale. Dans le cas d'une gestation, il est difficile de prévoir le jour exact de la mise bas donc cette formalité est impossible à mettre en place (Schaftenaar et al., 2009). Les molécules utilisables pour l'anesthésie chez l'éléphant sont décrites dans les tableaux 10 et 11.

Tableau 20 : Anesthésiques locaux utilisables chez l'éléphant

* Voie locale : à administrer sur les muqueuses

	Molécule	Durée de l'anesthésie (min)	Voies d'administration	Signes de toxicité
Anesthésie locale	Bupivacaïne	240-480	Infiltration Epidurale Voie locale *	-
	Chloroprocaïne	30-45	Infiltration	-
	Lidocaïne	60-120	Infiltration Epidurale Spinale Voie locale *	Mort par fibrillation ventriculaire et arrêt cardiaque
	Mepivacaïne	90-180	Infiltration Epidurale	-
	Procaïne	45-60	Infiltration	Tremblements, hyperexcitabilité, sudation
	Proparacaïne		Voie locale *	-
	Tétracaïne	60-80	Voie locale *	-

2. Médicaments facilitant la mise-bas

En cas de défaut d'ouverture du col, un massage transrectal peut être réalisé à l'aide d'œstradiol sous forme de gel. L'ocytocine ne doit pas être utilisée sans échographie du col de l'utérus au préalable. En effet, l'administration d'ocytocine lors de dilatation insuffisante du col de l'utérus provoque une rupture utérine. Au moins trois cas ont été rapportés. La présence d'une masse sous la queue (correspondant au sac allantoïde) ne garantit pas que col de l'utérus soit assez dilaté (Schaftenaar et al., 2009).

3. Médicaments de réanimation du nouveau-né

Comme chez tous les animaux, il est important de vérifier la fonction du système respiratoire chez le nouveau-né, et de le soutenir en cas d'hypoxie. Les molécules à posséder dans sa trousse d'urgence sont le doxapram, s'administrant en voie injectable et stimulant la respiration, et l'oxygène, administré grâce à un concentrateur d'oxygène portable, en flux devant les voies respiratoires. Si le nouveau-né est en état de choc, il est nécessaire de le perfuser donc il est important d'apporter des flacons de réhydratation et le matériel de perfusion adéquat (Schaftenaar et al., 2009).

4. Conservation d'anticorps maternels

Quelques semaines avant la mise bas, il faut se préparer à la venue de l'éléphanteau. L'un des facteurs majeurs de sa survie est l'absorption d'anticorps maternels.

Il est possible de congeler du colostrum, prélevé directement à la mamelle d'une éléphante lors d'une précédente mise-bas. Il peut s'agir du colostrum de la même éléphante ou d'une autre éléphante de la même espèce. Il est également possible de prélever et conserver du plasma d'éléphant les semaines précédant la mise bas. Concernant le plasma, il peut être conservé 6 mois à -20°C, ou 12 mois à -70°C. Il est conseillé de prendre le plasma d'un éléphant adulte, en bonne santé, négatif à l'herpès-virus et autre que la mère en raison des iso-anticorps pouvant être présents. Idéalement, il faut stocker au minimum une dizaine de litres de plasma (Schaftenaar et al., 2009).

Si l'éléphanteau ne s'allait pas correctement, il peut être nourri avec du lait artificiel, qu'il est conseillé de se procurer avant la mise bas. Les différents types d'aliments de substitution seront détaillés dans la partie 6.

Pour résumer, les médicaments à posséder dans la trousse d'urgence sont indiqués dans le tableau 21.

Tableau 21 : Composition d'une trousse d'urgence dans le cas d'une mise-bas d'éléphant (Schafteenaar et al., 2009)

Rôles médicamenteux	Molécules	Voies d'administration
Anesthésiques	Anesthésiques locaux, molécules sédatives et molécules anesthésiques	Local Voie injectable
Molécules facilitant la mise-bas	Estradiol gel	Local
	Ocytocine	Voie injectable
Réanimation respiratoire du nouveau-né	Doxapram	Voie injectable
	Oxygène	Concentrateur d'oxygène portable
Gestion de l'hypocalcémie maternelle	Gluconate de calcium	Perfusion IV
Asepsie locale	Polividone iodée	Local, dilué à 1%
	Lubrifiant	Local

III. DEROULEMENT D'UNE MISE BAS SANS COMPLICATION

Les étapes de la mise bas sont énumérées dans leur ordre chronologique d'apparition.

A. Dilatation du col de l'utérus

Le col utérin se relâche en réponse à la chute de la concentration circulante en progestagènes et au pic de la concentration circulante en œstrogènes. L'œstradiol dégrade les fibres de collagène de type I du col utérin, provoquant ainsi sa dilatation (Hermes et al., 2008).

B. Rupture des membranes fœtales

La rupture des membranes fœtales, associée à une perte des liquides fœtaux ont lieu dans les deux heures précédant la mise bas, dans 75% des cas. Les fluides allantoïdiens peuvent se confondre facilement avec de l'urine en raison de leur couleur mais il est possible de les différencier par l'odeur, par l'utilisation de bandelettes réactives à la créatinine ou par la détermination des concentrations en protéines (Fowler et Mikota, 2008).

Tant que le sac allantoïdien est intact, il permet la dilatation du col utérin grâce à la pression hydraulique qu'il exerce, il assure la lubrification naturelle des voies génitales, et il protège l'éléphanteau de la pression exercée par les muscles utérins.

La plupart du temps, le sac amniotique reste intact durant toute la durée de l'expulsion de l'éléphanteau. Il se rompt lors du passage de l'éléphanteau dans le canal pelvien ; les membranes fœtales sont ensuite expulsées rapidement par la mère. Les membranes amniotiques peuvent ne pas se rompre lors du passage dans le canal pelvien, provoquant la suffocation du jeune éléphanteau. Ce risque est majoré lorsque la mère est enchaînée lors de la mise-bas (Fowler et Mikota, 2008).

C. Contractions actives utérines

Elles ne sont observées que lorsque le col de l'utérus est dilaté et que l'éléphanteau atteint le canal pelvien (Fowler et Mikota, 2008).

D. Apparition d'une masse sous la queue de la mère

Il peut arriver que ni la perte du bouchon muqueux, ni la perte des fluides allantoïdiens ne soient observés avec certitude. Dans ce cas, la mise bas est détectée par l'observation d'une masse de grande taille sous la queue de la mère,

correspondant au sac allantoïdien intact ou à l'éléphanteau entouré du sac amniotique (figure 64) (Fowler et Mikota, 2008).

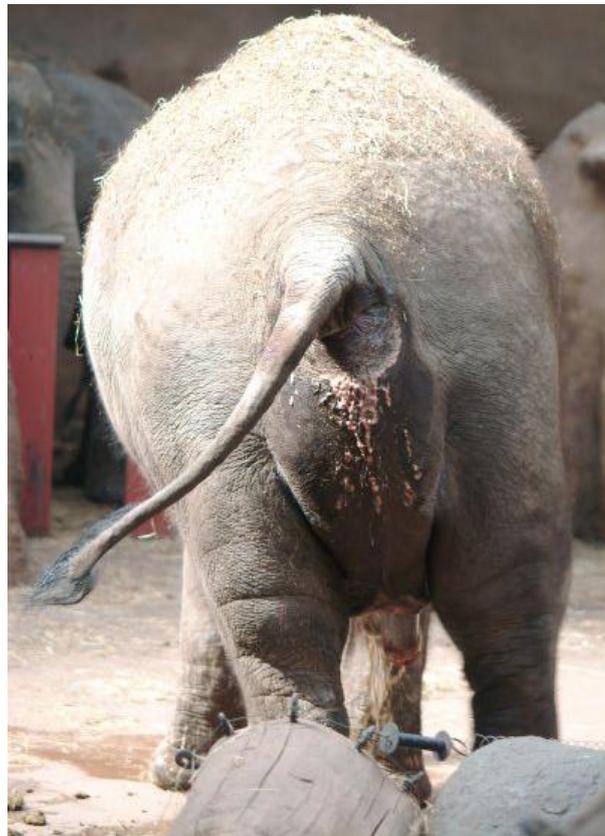


Figure 64 : Apparition d'une masse sous la queue pendant la mise-bas chez une femelle éléphant d'Asie (photographie de Willem Schaftenaar, dans wildpro.twycrosszoo.org)

E. Présentations classiques de l'éléphanteau

Les présentations antérieure et postérieure, avec les membres en extension, sont deux présentations classiques. Elles se différencient par la position des onglons : en présentation antérieure, les onglons sont situés dorsalement et en présentation postérieure, les onglons sont situés ventralement.

Le vétérinaire peut ainsi apprécier la présentation par palpation transrectale, quand l'éléphanteau est placé dans le canal pelvien. La vulve étant située ventralement, entre les membres postérieurs, elle est difficilement accessible et par conséquent, la voie vaginale ne sera pas utilisée chez l'éléphant contrairement à ce qui se pratique chez les animaux de rente (Fowler et Mikota, 2008).

F. Passage de l'éléphanteau dans les voies génitales

Tout d'abord, à la sortie du col de l'utérus, l'éléphanteau atteint le canal pelvien, horizontal. Il effectue ensuite une rotation vers le bas pour pénétrer dans le canal

urogénital, vertical. A l'extrémité ventrale du canal urogénital, au niveau de la vulve, les premiers éléments observés sont le sac amniotique et les membres de l'éléphanteau. Une fois que la majorité de son corps est devenue visible à l'extérieur de la vulve, l'éléphanteau pourra rester suspendu plusieurs dizaines de secondes au-dessus du sol (figure 65). Finalement, il effectue une chute sur le sol (Schaftenaar et al., 2009).



Apparition de l'éléphanteau en zone vulvaire en fin de mise-bas

Figure 65 : Expulsion de l'éléphanteau hors du canal pelvien par la vulve lors d'une mise-bas chez une femelle éléphant d'Asie (Schaftenaar et al., 2009)

G. Rencontre mère-petit

Le sac amniotique est rompu par les mouvements de l'éléphanteau ou par la mère le cas échéant. Si la mère est expérimentée, elle stimule l'éléphanteau avec les membres antérieurs et la trompe pour l'aider à se relever et à marcher seul. Les mères inexpérimentées sont beaucoup plus stressées et agressives : leurs actions pour aider le petit peuvent être dangereuses pour lui. Il existe des cas extrêmes menant à la mort de l'éléphanteau, surtout lorsque les mères sont âgées et nullipares. Dans le cas de mères nullipares, il est préférable de restreindre les mouvements de la mère lors du travail : cela permet de pouvoir déplacer sans danger le petit dans un lieu visible par la mère mais hors de sa portée.

Le petit est mis en contact avec la mère uniquement lorsqu'il peut se déplacer seul et qu'elle présente un comportement maternel approprié. Les mères pouvant être dangereuses pour leur petit sont agitées : elles ont des mouvements désordonnés au pas de course (course en avant et en arrière, tour sur elles-mêmes), leurs yeux sont exorbités et leurs oreilles sont redressées, elles barrissent et peuvent donner des coups avec leur trompe sur les parois de l'enclos ou dans le vide. Lorsque cette période d'agitation disparaît, le petit est présenté à sa mère. Certaines éléphantess n'acceptent jamais leur éléphanteau (Fowler et Mikota, 2008).

H. Cas des gestations gémellaires

La prévalence des gestations gémellaires est de 1:3000. La mise bas du 2ème éléphanteau peut survenir en quelques heures jusqu'à 3 mois plus tard. Il faut toujours s'assurer, par échographie transrectale, de l'absence d'un autre fœtus une fois que l'expulsion du premier éléphanteau est achevée, afin de continuer le suivi de l'éléphante pour la mise-bas du deuxième éléphanteau (Schafteenaar et al., 2009). Dans le cas d'avortement lors de gestation gémellaire, l'expulsion du deuxième avorton peut avoir lieu jusqu'à 15 mois après le premier, sans qu'aucune lésion de l'utérus ne soit observée (Fowler et Mikota, 2008).

IV. MISE BAS DIFFICILES : DIFFERENTS TYPES DE DYSTOCIES

Par définition, une dystocie correspond à une mise bas difficile.

Les dystocies ont deux causes majeures :

- anomalie maternelle : absence de dilatation du col utérin, absence de contractions utérines, anomalie de conformations des voies génitales
- anomalie fœtale : décès fœtal pendant la gestation, fœtus de grande taille par rapport aux voies génitales maternelles, mauvais positionnement du fœtus, malformation fœtale, gestation gémellaire.

Cette partie décrit en premier lieu les types d'anomalies entraînant des dystocies chez les éléphants puis les détails concernant les procédures médicales et chirurgicales seront traitées.

A. Anomalie maternelle

1. Absence de dilatation du col utérin

En cas d'absence de dilatation du col utérin, trois types de traitement sont envisageables.

➤ Utilisation d'œstradiol

Pour accélérer la dilatation du col, l'administration d'œstrogènes en voie transrectale et transdermale au niveau du périnée est conseillée (Hermes et al., 2008).

➤ Utilisation de prostaglandines

Bien que le mécanisme exact par lequel les prostaglandines produisent leur effet ne soit pas encore entièrement compris, la prostaglandine E1 (PGE1) et la prostaglandine E2 (PGE2) sont largement utilisées chez l'espèce humaine pour obtenir la maturation cervicale et le déclenchement du travail (Summers, 1997 ;

Hofmeyr et al., 1999). Chez les éléphants, la prostaglandine E2 (dinoprostone) administrée par voie transrectale sur la région cervicale aide à la maturation du col. Le misoprostol, un PGE1 de synthèse développé comme médicament pour le tube digestif chez l'espèce humaine, offre une solution de rechange orale si l'application rectale de la prostaglandine E n'est pas réalisable (Hermes et al., 2008). En obstétrique humaine, le misoprostol est largement utilisé pour la maturation cervicale et l'induction de l'avortement, du travail ou de l'évacuation du fœtus mort et son effet semble être renforcé par les œstrogènes.

Cependant, l'utilisation des prostaglandines doit être faite avec prudence, car ces composés induiraient une hyperstimulation utérine étendue qui pourrait compromettre la viabilité du fœtus (Hofmeyr et al., 1999).

➤ Stimulation du réflexe de Ferguson

Si aucun progrès n'est obtenu par la seule utilisation de ces médicaments, la dilatation du col de l'utérus peut être obtenue via l'induction du réflexe de Ferguson, par massage manuel du plancher rectal. La stimulation des récepteurs vaginocervicaux déclenche la libération d'ocytocine provenant de l'hypophyse postérieure, permettant la contraction des muscles lisses utérins (Williams et al., 2001 ; Sanson et al., 2002). L'induction du réflexe de Ferguson permet donc de réduire les doses d'ocytocine à administrer médicalement lors de la mise-bas (Hermes et al., 2008).

2. Absence de contractions utérines

L'inertie utérine peut être consécutive à l'épuisement du myomètre utérin après un travail long et infructueux (Hermes et al., 2008).

L'hypocalcémie peut également être responsable d'inertie utérine. Les résultats préliminaires indiquent que le calcium ionisé est un meilleur paramètre que le calcium total pour l'évaluation de l'hypocalcémie pendant la mise-bas. L'objectif est d'atteindre un taux de calcium ionisé d'environ 1,25-1,30 mmol/L (Van der Kolk et al., 2008).

L'inertie utérine peut avoir une origine psychologique : les contractions utérines sont arrêtées par la volonté de l'éléphante du fait de la douleur, d'un stress ou de toute autre perturbation environnementale (Hermes et al., 2008).

D'autres facteurs comme le manque de forme physique et le poids corporel excessif augmentent également le risque d'inertie utérine (Hermes et al., 2008).

En induisant de puissantes contractions utérines, le risque majeur est la rupture utérine. Celle-ci survient quand le col utérin n'est pas assez dilaté et empêche l'expulsion du fœtus (Hermes et al., 2008).

➤ En cas d'hypocalcémie : administration de calcium

Pour rappel, la présence d'une masse sous la queue (correspondant au sac allantoïde) ne garantit pas que col de l'utérus soit assez dilaté (Schafteenaar et al.,

2009). Cette solution a l'avantage de ne pas présenter de risque de rupture utérine. Elle n'est utilisée qu'en cas d'hypocalcémie lors de la mise-bas. Le calcium doit être administré si sa concentration chute en dessous de 2,5 mmol/L pour le calcium total (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005 ; Hildebrandt et al., 2006 (a)) ou voire même à partir de 2,9 mmol/L (Hermes et al., 2008). Sur la base d'une extrapolation à partir de ce qui est supposé être des valeurs normales, une supplémentation en calcium doit être fournie si le calcium ionisé tombe en dessous de 1,2 mmol/L (Van der Kolk et al., 2008).

Il existe des traitements préventifs de l'hypocalcémie, comme la supplémentation du régime alimentaire en calcium et en vitamine D pendant la gestation (Schmitt, 1999).

En cas de calcémie comprise dans les normes, si les contractions utérines sont frustrées et non productives, il est possible d'administrer tout de même du calcium à la mère. D'autres traitements sont réalisés en parallèle, ayant pour but d'induire des contractions utérines modérées et la dilatation du col utérin.

➤ *En cas de calcémie dans les normes : utilisation d'œstradiol, de prostaglandines E et stimulation du réflexe de Ferguson*

L'œstradiol provoque la dilatation du col mais également l'augmentation des contractions utérines par augmentation des récepteurs α -adrénergiques sur le myomètre. Il est donc possible d'utiliser de l'œstradiol avec les dosages décrits plus haut (Hermes et al., 2008). De même, les prostaglandines E et la stimulation du réflexe de Ferguson induisent une dilatation du col mais également des contractions utérines (voir plus haut).

➤ *En cas de calcémie dans les normes et de col utérin ouvert : utilisation d'ocytocine*

L'utérus de l'éléphant est hypersensible à l'ocytocine, qui induit des contractions fortes et un épuisement myométrial très rapide, suivi d'une absence totale de réponse. L'ocytocine doit être utilisée avec une extrême prudence, seulement chez les éléphantesses multipares dont le col de l'utérus est suffisamment ouvert et dont le fœtus est déjà engagé dans le canal pelvien mais ne progresse pas depuis au moins une heure.

Dans plusieurs cas, l'administration d'ocytocine a entraîné une rupture utérine en raison d'une dilatation cervicale insuffisante (Schmitt, 2006 ; Schaftenaar et Hildebrandt, 2005) (figure 66). S'il n'y a pas suffisamment de liquide amniotique pour lubrifier le passage fœtal, le risque de rupture utérine induite par l'ocytocine peut être considéré supérieur à la normale et son utilisation doit être évitée (Thitaram et al., 2006).

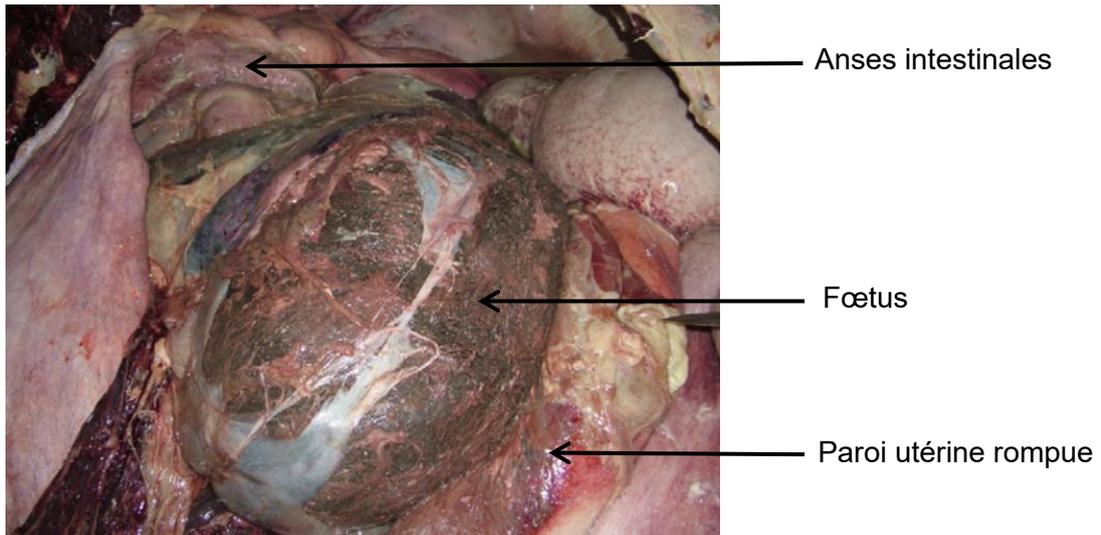


Figure 66 : Rupture utérine suite à l'utilisation d'ocytocine, observée lors de l'autopsie d'une femelle éléphant décédée pendant la mise-bas (Hermes et al., 2008)

3. Anomalies de conformation des voies génitales

Plusieurs anomalies de conformation des voies génitales sont possibles chez l'éléphante :

- Hymen intact : la membrane de l'hymen s'est différenciée pour devenir un tissu fibreux, plus rigide. Ce phénomène est surtout présent chez les femelles nullipares âgées. L'hymen ne peut pas se rompre lors de la mise-bas et empêche l'expulsion du fœtus.
- Œdème des voies génitales basses (vestibule, canal pelvien) : l'éléphanteau est comprimé dans les voies génitales de la mère, provoquant son étouffement et son décès (Hildebrandt et al., 2006 (a)).
- Masses du tractus urogénital : kystes, polypes, tumeurs. La prévalence de ces pathologies est supérieure chez les femelles âgées de plus de 30 ans (Belterman, 2004). Les kystes vaginaux peuvent oblitérer la totalité de la lumière vaginale et souvent, les masses empêchent le passage du fœtus dans les voies génitales. Chez l'éléphant d'Asie, les masses tumorales bénignes de l'utérus (léiomyome) apparaissent plus fréquemment lorsqu'aucune reproduction n'a eu lieu pendant 10-15 ans (Hildebrandt et al., 2006 (a)).

Il n'existe pas de traitement spécifique de ces affections. Concernant la fibrose de l'hymen et les masses génitales, le traitement est surtout préventif : il est conseillé de ne pas faire reproduire de femelles âgées de plus de 30 ans, surtout quand celles-ci sont nullipares (Hildebrandt et al., 2006 (a)). Si l'éléphanteau se retrouve bloqué dans l'utérus suite à une de ces affections, la meilleure solution est de ne rien faire, le fœtus sera expulsé par le corps de la mère dans les mois suivants. Cependant, si l'éléphanteau s'est engagé dans le canal pelvien, les méthodes chirurgicales sont à envisager pour l'extraire (techniques décrites plus loin).

B. Anomalie du fœtus

1. Décès fœtal pendant la gestation

Lorsque le fœtus est mort avant la mise-bas, le risque de malposition est plus élevé, entraînant une dystocie. Dans ce cas, le plus souvent, il y a rétention fœtale : le fœtus sera expulsé dans les mois à années qui suivent, soit entièrement soit par parties.

L'éléphante atteinte d'une rétention fœtale ne montre pas de douleur. Une nouvelle gestation sera possible dans la deuxième corne. Les causes de la mort fœtale sont décrites dans la partie 4.

Le traitement consiste à attendre que le fœtus soit expulsé de manière naturelle. Il est possible d'administrer des antibiotiques à la femelle lorsque celle-ci présente des épisodes fiévreux (Hermes et al., 2008).

2. Fœtus de grande taille par rapport aux voies génitales maternelles

Les dystocies sont plus fréquentes lorsque l'éléphanteau a un poids compris entre 120 et 200kg à la naissance. Ce surpoids de l'éléphanteau peut être dû à une suralimentation de la mère lors de la gestation. Les éléphants gestantes sont suralimentées en captivité parce que la ration alimentaire est trop énergétique par rapport à leurs besoins ou parce que la mère est en haut de la hiérarchie et vole la nourriture aux autres membres du groupe pendant sa gestation. De plus, des températures plus froides au cours du dernier trimestre de la gestation sont associées à une augmentation de l'apport alimentaire et du flux sanguin et nutritif vers l'utérus. Ainsi, les parcs zoologiques des milieux froids ont plus de risques d'éléphanteaux en surpoids que les parcs zoologiques dont le climat se rapproche de celui du milieu naturel (Hermes et al., 2008).

Il est important de surveiller le poids de la mère tout au long de la gestation, de maîtriser son apport alimentaire et ses activités quotidiennes.

Si le fœtus reste bloqué dans l'utérus, il est préférable de ne rien faire et de surveiller la mère dans les prochains mois, lors du processus de rétention fœtale. Si le fœtus s'engage dans le canal urogénital, plusieurs traitements chirurgicaux sont réalisables.

➤ Vestibulotomie

Contrairement à la vache, la vulve est localisée en région ventrale, ne permettant pas de pratiquer une épisiotomie. Cependant il existe une autre technique, la vestibulotomie, permettant d'accéder au fœtus bloqué, en incisant la peau juste sous l'anus (Hermes et al., 2008). La technique est décrite dans le paragraphe suivant.

➤ Fœtotomie

Lorsque le fœtus est bloqué dans la filière pelvienne et qu'il est impossible de le dégager par vestibulotomie seule, il est conseillé de réaliser une fœtotomie à la scie-fil.

3. Malposition fœtale

La présentation postérieure est celle présentant le moins de risque de dystocie, car elle élimine le risque de dystocie par mauvais positionnement de la tête. Lors de présentation postérieure, le seul risque de dystocie, bien que rare, est la position de l'éléphanteau en siège. La présentation antérieure présente, au contraire, un risque majeur de dystocie.

Si le fœtus est bloqué dans le canal pelvien, il est conseillé de pratiquer un traitement chirurgical, consistant en une vestibulotomie voire fœtotomie en cas d'échec.

Si le fœtus est toujours situé dans l'utérus, il est préférable d'attendre et de ne rien faire. Le fœtus subira une rétention pendant plusieurs mois et sera expulsé de manière passive sans incidence sur la mère.

4. Malformation fœtale

Chez l'éléphant, les malformations les plus courantes sont l'encéphaloméningocœle, l'hydrocéphalie et l'ankylose ou arthrogrypose parfois associée à une fusion des membres. Il existe également des malformations fonctionnelles (tétralogie de Fallot, *spina bifida*, microphthalmie) pouvant entraîner la mort du fœtus avant la mise-bas.

Certaines pathologies sont liées à une infection intra-utérine ou une intoxication. L'ankylose est liée à l'absence d'un espace suffisant pour l'éléphanteau dans l'utérus, empêchant ses mouvements pendant la gestation. La lumière utérine est ainsi limitée à cause de masses utérines ou de la présence de graisse trop importante chez les femelles obèses (Hermes et al., 2008).

Le traitement est similaire aux cas de malpositions fœtales.

5. Gestation gémellaire

Bien que rare, la gestation gémellaire peut être à l'origine de dystocie lors de présentations simultanées, d'entremêlement des éléphants entre eux et d'étirements excessifs des muscles utérins.

Le traitement est similaire aux cas de malpositions fœtales.

Les anomalies rencontrées en cas de dystocie et leurs traitements respectifs sont synthétisées dans la figure 67. Les techniques médicales et chirurgicales sont détaillées dans les paragraphes suivants.

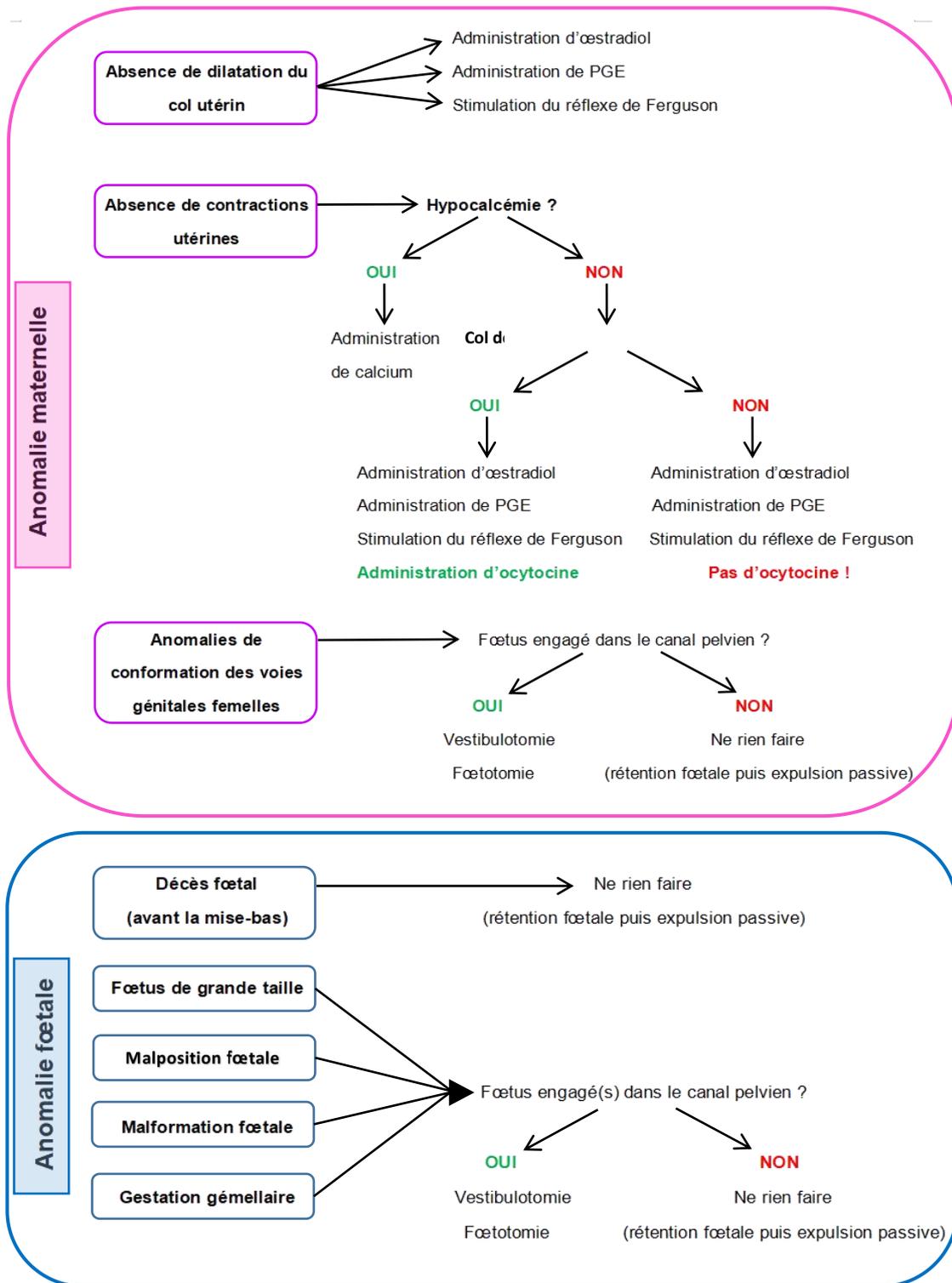


Figure 67 : Causes de dystocie et traitement respectif chez l'éléphant (Hermes et al., 2008)

C. Description des techniques médicales utilisées

1. Administration de calcium

Lors de la mise-bas, le calcium peut être administré en perfusion intraveineuse (IV) préférentiellement ou par voie orale (figure 68). Il faut être attentif au bon passage du produit en voie intraveineuse car il peut engendrer des dommages dans les tissus péri-veineux.

Le calcium administré en voie orale est moins utilisé lors de la mise-bas car métabolisé lentement. Il est plutôt utilisé lors de la gestation en complément nutritionnel. Pour s'assurer de la bonne observance du traitement, il est possible de placer le médicament sous forme de sirop de calcium concentré pour humains dans un fruit appétent (tamarin, banane...) (Schafteenaar et Hildebrandt, 2005).

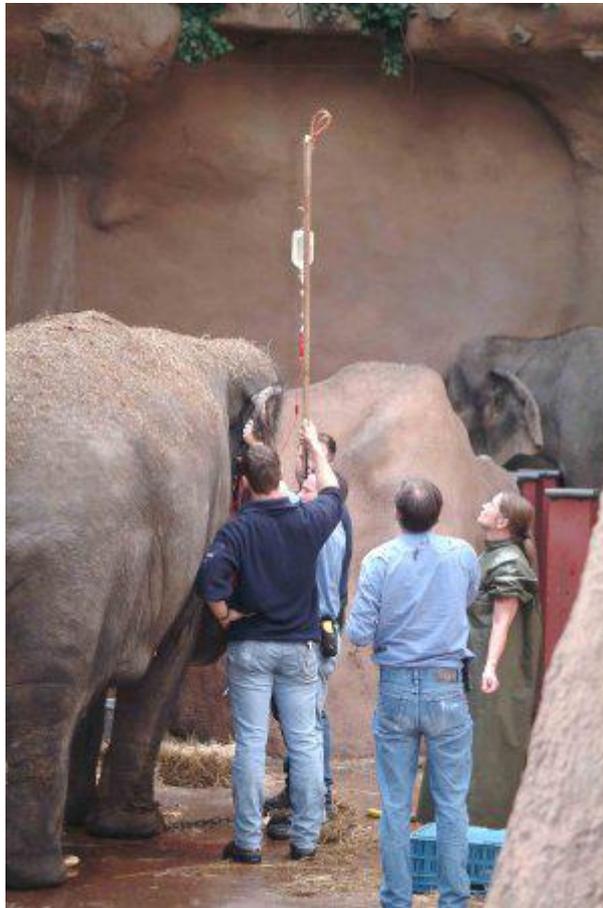


Figure 68 : Administration de calcium en voie IV chez une femelle éléphant d'Asie (Schafteenaar et Hildebrandt, 2005)

2. Application d'œstrogènes en voie transrectale

Pour induire une dilatation du col de l'utérus chez l'éléphant, l'application transrectale ou transcutanée d'œstradiol (600-800 mg) a donné de bons résultats (Schafteenaar et Hildebrandt, 2005). L'administration d'œstrogènes fragilise la muqueuse rectale, donc

une lubrification importante du rectum est réalisée. Selon la dilatation cervicale obtenue, la moitié de la dose d'œstradiol (300-400 mg) peut être répétée 3 à 4 heures plus tard (Lange et al., 1999 ; Schaftenaar et al., 2001 ; Schaftenaar et Hildebrandt, 2005 ; Hildebrandt et al., 2006). L'œstradiol se présente sous forme d'un gel dont le nom déposé est ŒstrogelND, dont le prix est d'environ 3€ le tube de 80 grammes.

3. Utilisation de prostaglandines

La PGE2 administrée par voie transrectale sur la région cervicale est la dinoprostone, commercialisée sous forme de gel. D'après la dose humaine et l'échelle allométrique, la dose calculée pour un éléphant (4000 kg) est d'environ 500 µg par voie transrectale toutes les 12 heures (Sedgwick, 1993 ; Hermes et al., 2008). Le prix du traitement reviendrait à 90€.

Si l'administration transrectale n'est pas réalisable, une PGE1 est administrable sous forme de comprimés : le misoprostol. La dose calculée pour un éléphant de 4000kg est d'environ 1000µg, et peut être augmentée à 4000µg toutes les 4 heures (Hermes et al., 2008). Son coût est d'environ une quinzaine d'euros.

4. Massage rectal : stimulation du réflexe de Ferguson

Dans un premier temps, le rectum doit être vidangé et lavé avec de l'eau tiède. Une lubrification importante du rectum est réalisée. Les mains sont gantées et jointes pour masser avec les poignets ou la tranche de la main au niveau de l'anneau pelvien, afin de stimuler les récepteurs pelviens. Afin de ne pas épuiser l'éléphante, le massage ne doit pas dépasser une heure en l'absence de contractions, mais il peut être répété 4 à 5 fois, avec des périodes de repos de 2-3 heures entre chaque massage (Hermes et al., 2008). Lorsque les contractions débutent, le massage rectal doit être réalisé pendant les trois heures suivantes (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005).

5. Administration d'ocytocine

Selon les écrits, les doses d'ocytocine diffèrent d'un pays à l'autre, variant de 20-30 UI en voie IM toutes les 20-30 minutes (Schmitt, 2001) jusqu'à 200-400 UI par voie IM ou IV toutes les 90 minutes (Flügger, 1999).

La dose recommandée en Europe est de 25 à 50 UI d'ocytocine SC ou IM administrée à des intervalles d'au moins deux heures et pendant un maximum de 24 heures. La dose peut être augmentée à 100 UI seulement lorsque les grassets ou jarrets du fœtus ont atteint le vagin, qu'un gonflement est observé sous la queue et que la progression a été stoppée (Hermes et al., 2008).

Les contractions débutent 5 à 10 minutes après l'administration d'ocytocine en voie SC et IM, leur intensité augmente progressivement. L'effet dure 20 à 30 minutes. Si les contractions continuent au-delà de 30 minutes après l'administration d'ocytocine, il n'est pas nécessaire de continuer les injections. Par contre, si elles se stoppent

nettement, il est judicieux de réitérer l'administration d'ocytocine (Hermes et al., 2008).

L'ocytocine doit être utilisée avec précaution, elle provoque une forte augmentation des contractions utérines, quelque soit l'état général de l'éléphante lors de la mise bas. De plus, il existe un risque d'obstruction des vaisseaux sanguins dans le cordon ombilical, causée par les contractions du myomètre (Hermes et al., 2008).

D. Description des techniques médicales et chirurgicales utilisées

La césarienne ne doit pas être envisagée chez l'éléphant. Aucune des éléphantas ayant subi une césarienne n'a survécu à l'opération (Hermes et al., 2008).

1. Vestibulotomie vaginale

Il s'agit d'une technique chirurgicale permettant accéder à la partie verticale du tractus uro-génital, dans le vestibulum vaginal, par incision cutanée.

➤ Indications

Cette technique chirurgicale doit être réalisée uniquement si une partie du fœtus est déjà engagée dans le canal pelvien horizontal. Ce diagnostic est confirmé par échographie et palpation rectale. La vestibulotomie vaginale est indiquée en cas de malposition fœtale ou en cas d'arrêt de progression de la mise bas, après avoir réalisé les techniques médicales décrites dans la partie précédente (Hermes et al., 2008).

➤ Préparation

✓ Matériel utilisé pour la traction

Si un anneau est placé au sol pour aider à la mise bas, la mère est placée de façon à ce que l'anneau soit situé entre ses deux membres pelviens. L'anneau permet une optimisation de la force des opérateurs sur les lacs de vèlage.

Les lacs de vèlage seront placés autour des parties du corps de l'éléphanteau accessibles par voie vaginale après vestibulotomie. L'utilisation d'une poulie permet une traction lente et régulière de l'éléphanteau. Cependant, elle peut être remplacée par un tuyau d'acier long ou une bûche de bois, autour desquels on enroule les lacs de vèlages (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005).

✓ Anesthésies

Anesthésie générale

Si ce n'est pas nécessaire, il faut éviter toute sédation de l'éléphante, car elle doit rester debout pendant la durée de l'intervention. Si l'éléphante n'est pas approchable et qu'aucun matériel de levage n'est disponible, il faut utiliser une sédation réversible.

Les molécules utilisables sont la xylazine antagonisée avec l'atipamezole par exemple. Une fois que les quatre membres de l'éléphante sont attachés, il faut antagoniser la xylazine pour éviter une chute de l'animal.

Le plus souvent, l'anesthésie n'est pas nécessaire car le comportement change à cette phase de la mise-bas : l'éléphante est moins agressive envers l'équipe vétérinaire et soigneur et est plus intéressée par la délivrance de l'éléphanteau. Cependant, il faut toujours être vigilant (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005).

Anesthésie locale

L'utilisation d'un anesthésique local, la lidocaïne, est la seule conseillée, en 5 injections de 20ml, à une distance de 15-20 cm, en voie sous-cutanée et intra-cutanée, sous la queue (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005).

Epidurale

L'utilisation d'une anesthésie épidurale est recommandée pour limiter les mouvements de la queue et diminuer les réactions à la réalisation de l'anesthésie locale. Le lieu d'injection est localisé grâce à un mouvement de la queue vers le haut et le bas, dans l'espace intervertébral situé entre les vertèbres coccygiennes les plus caudales qui soient, mobiles à la palpation. L'aiguille hypodermique doit être insérée avec un angle de 60° en direction crâniale, à une profondeur de 6,5 cm pour atteindre l'espace épidural. La lidocaïne est injectée à l'aide d'une aiguille hypodermique dans l'espace intercoccygien, situé à environ 6,5 cm de la surface de la peau. Pour un éléphant de 3000kg, 30 ml de lidocaïne sont suffisants pour obtenir un relâchement de la queue. Une dose plus élevée ne semble pas avoir d'intérêt majeur (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005).

✓ Préparation du champ opératoire

La zone d'incision est située sous la queue de l'éléphante, sous l'anus. Cette zone est nettoyée grâce à plusieurs lavages de povidone iodée savon, suivis d'une application de povidone iodée solution (figure 69A). La queue de l'éléphante peut être nettoyée, recouverte d'un tissu stérile et attachée sur le côté de façon à ne pas gêner le champ opératoire (figure 69B).



Figure 69 : Préparation du site opératoire avant vestibulotomie chez une éléphant, nettoyage de la zone d'incision (A) et attache de la queue sur le coté (B) (photographies de Jonathan Cracknell, sur wildpro.twycrosszoo.org)

➤ Technique

✓ *Incision de la peau*

L'incision de la peau est réalisée sous la queue de l'éléphant. Un dispositif rigide est placé dans le vestibulum vaginal pour localiser l'endroit exact d'incision du tissu sous-cutané : il peut s'agir d'un tube de plastique souple de 5cm de diamètre ou d'une sonde gastrique pour vache. Pour faciliter l'incision, il est possible de réaliser une fenêtre de 10x2cm dans le tube plastique, à 3cm de son extrémité. Cette fenêtre est plus facile à palper à travers les tissus et permet de réaliser une incision rapide et sûre, permettant le passage des bras du vétérinaire pour placer les cordes de vêlage autour des pattes de l'éléphanteau (Shaftenaar et Hildebrandt, 2005).

✓ *Lubrification des voies génitales*

Il est important de lubrifier les voies génitales avec au moins 5 litres d'eau tiède en utilisant une pompe, afin de minimiser les lésions des muqueuses (Shaftenaar et Hildebrandt, 2005).

✓ *Traction de l'éléphanteau*

Des lacs de vêlage traditionnels peuvent être employés pour la traction de l'éléphanteau. Il faut croiser les lacs et tirer alternativement sur chaque membre, en ne dépassant pas trois opérateurs par membre. La traction pour faire avancer l'éléphanteau en direction caudale doit se faire par la plaie, avec l'utilisation d'une poulie si possible pour optimiser la réussite (figure 70). Il est plus facile de faire

passer un membre après l'autre que les deux membres en même temps (Hermes et al., 2008).

Si l'éléphanteau est en position postérieure et ne passe pas la filière pelvienne, il faut effectuer une rotation de 90° du petit latéralement. Lors des mises-bas sans intervention chirurgicale, l'éléphanteau réalise une rotation active afin de passer la filière pelvienne (figure 71). Si l'éléphanteau est mort, la rotation n'est pas réalisée et cela explique l'arrêt de la mise bas en cas de présentation postérieure (Shaftenaar et Hildebrandt, 2005).

Si le fœtus est mal placé au niveau du col, il est recommandé de le repousser dans l'utérus pour qu'il puisse acquérir une meilleure position. Avant cela, il faut s'assurer que les lacs de vêlage sont correctement placés au niveau des membres, ou au niveau de la trompe ou de la queue si l'éléphanteau est mort. Les lacs de vêlage ne doivent en aucun cas être placés au niveau de la trompe ou de la queue si l'éléphanteau est vivant afin d'éviter des lésions irréversibles (Hermes et al., 2008).

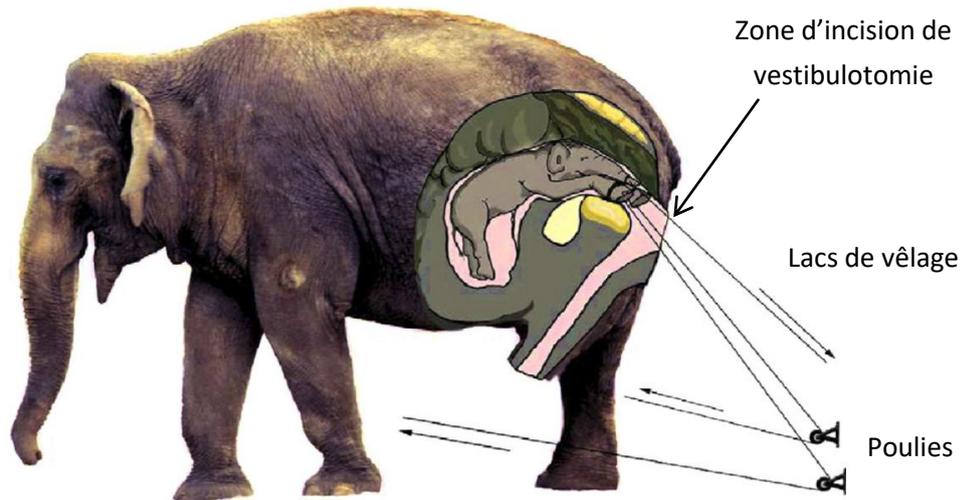


Figure 70 : Extraction du fœtus grâce à des poulies au cours d'une vestibulotomie chez une femelle éléphant d'Asie (Hermes et al., 2008)

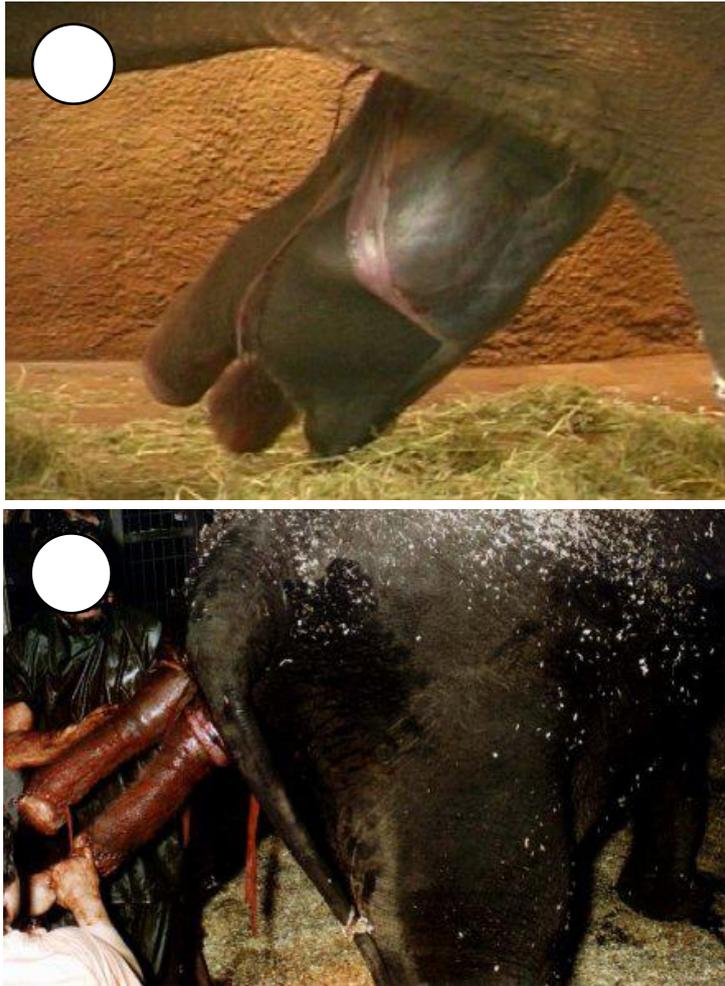


Figure 71 : Rotation de 90° de l'éléphanteau lors de la mise-bas, réalisée de façon active lors d'une mise-bas sans complication (A), réalisée de façon passive lors d'une vestibulotomie (B) (photographies de Jonathan Cracknell, sur wildpro.twycrosszoo.org)

✓ *Nettoyage des voies génitales*

Lorsque l'éléphanteau est sorti, il est conseillé d'administrer 50 UI d'ocytocine en voie IV à la mère, et de nettoyer l'utérus avec au moins 100 litres de NaCl 0,9% à l'aide d'une pompe. Le nettoyage doit être réalisé jusqu'à ce que le placenta soit éliminé (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005).

✓ *Sutures de la plaie*

La suture partielle de la plaie peut être discutable mais dans tous les cas, il ne faut jamais suturer la peau. La zone d'incision étant au contact permanent des fèces, la contamination et la déhiscence de la plaie est inévitable. Des antibiotiques doivent être administrés par voie générale pendant au moins 7 jours (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005).

Dans tous les cas décrits de vestibulotomie, la paroi du vagin a été suturée en deux couches à l'aide de fil résorbable (PDS, Vicryl ou autre). Mais dans chaque cas, les sutures se sont rompues dans les deux semaines suivantes. Une reprise chirurgicale des sutures a été réalisée pour parvenir finalement à la cicatrisation de la plaie, plus

d'un an plus tard. Les lacs de vèlage provoquent souvent de graves irritations sur les bords de la plaie, ce qui constitue un élément défavorable à la cicatrisation (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005).

Une autre option pourrait être de réaliser une cicatrisation de la plaie par seconde intention, sans procéder à aucune suture. Des soins locaux quotidiens seraient nécessaires, basés sur le nettoyage de la plaie et du vagin à l'aide de 50 à 100 litres d'une solution saline à 0,9%, administré grâce à un tube plastique fixé à une pompe d'aquarium. Au cours de la cicatrisation par seconde intention, une suture partielle pourra être réalisée sur la partie dorsale de la plaie (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005).

➤ Complications

Dans un cas décrit, après vestibulotomie, une fistule urinaire s'est développée après 10 jours, localisée entre la peau et le vagin pour atteindre la grande lèvre de la vulve. Pour éviter les fistules urinaires, il est possible de placer une sonde à ballonnet dans la vessie, accrochée à la paroi interne du vagin avec des agrafes ou de la colle acrylique. L'extrémité de la sonde est placée dans le canal urogénital, en zone déclive de la plaie. Le retrait de la sonde se fait 3 jours plus tard (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005).

2. Fœtotomie

S'il est impossible de sortir l'éléphanteau par traction, il faut pratiquer une fœtotomie complémentaire à la vestibulotomie. Si l'éléphanteau est encore vivant, une euthanasie est réalisée au préalable. L'éléphanteau est découpé à l'aide d'une scie fil. C'est une procédure délicate (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005).

V. PRISE EN CHARGE PRATIQUE D'UNE MISE-BAS AVEC COMPLICATIONS

Après la chute de progestérone, la mise bas doit survenir dans les 24 à 48 heures. Si aucun signe de mise bas n'est visible, il s'agit de conditions anormales et l'intervention d'un vétérinaire est nécessaire.

Si la mise bas a débuté mais a été stoppée pendant le processus, deux situations existent selon que le sac allantoïdien ait été rompu ou non. La prise en charge vétérinaire diffère dans les deux situations.

L'examen de choix pour vérifier l'intégrité du sac allantoïdien est l'échographie transrectale. Elle permet également d'évaluer le degré de dilatation du col de l'utérus et le positionnement de l'éléphantéau. L'examen peut être répété toutes les 8 heures (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005).

A. Absence de rupture du sac allantoïdien

S'il n'y a pas eu de rupture du sac allantoïde et pertes de eaux fœtales, cela signifie que le fœtus n'a pas franchi le col utérin. Il peut s'agir d'un défaut de dilatation de col utérin et/ou d'un défaut de contractions utérines.

1. Démarches à suivre 24 heures après la chute de progestérone : dosage de la calcémie

En premier lieu, si la mise bas n'a pas eu lieu dans les 24 heures suivant la chute de progestérone, le vétérinaire réalise un dosage du calcium sanguin.

Si le taux de calcium est inférieur à 2,5 mmol/l, on administre du calcium. L'effet de l'administration de calcium peut être confirmé par l'augmentation des contractions utérines (observées par palpation transrectale) et par l'augmentation de la concentration sanguine en calcium (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005).

2. Démarches à suivre 48 heures après la chute de progestérone

➤ Dans le cas d'absence totale de dilatation du col

Après avoir vérifié la calcémie, si le col est fermé 48 heures après la chute de progestérone, la vitalité du fœtus est contrôlée par palpation transrectale, par échographie transrectale du fœtus et/ou par échographie du flux sanguin des vaisseaux fœtaux.

Si le fœtus est vivant, des œstrogènes sont administrés par voie transrectale. Au moins une heure après l'application, on réalise un massage rectal afin de tester et stimuler les contractions utérines. Il faut pratiquer le massage jusqu'à la survenue de fortes contractions, pendant au moins 10 minutes. Lorsque les contractions apparaissent, le massage doit être poursuivi pendant 3 heures, avec changement

d'opérateur si nécessaire. L'ouverture du col et la vitalité du fœtus sont suivis par échographie transrectale pendant le massage. Il est possible de réitérer l'application rectale d'œstradiol à demi-dose, 3 à 4 heures après la première application si la dilatation du col est incomplète (Schaffenaar et Hildebrandt, 2005).

➤ Dans le cas d'une dilatation partielle ou complète du col

A partir de 48 heures après la chute de progestérone, si le col est dilaté partiellement ou complètement, un massage rectal est réalisé pour tester la contractibilité de l'utérus. Si les contractions utérines sont frustrées ou absentes, l'administration d'ocytocine est totalement contre indiquée. Néanmoins, l'administration de calcium est recommandée, y compris dans les cas où le calcium sanguin est dans les valeurs usuelles. Deux heures plus tard, le gel d'œstradiol est appliqué en voie transrectale. Si les contractions utérines sont induites par le massage rectal, l'utilisation d'ocytocine est envisageable. La prostaglandine E peut être utilisée lors du massage rectal mais son efficacité est limitée.

Pour l'ocytocine comme pour la prostaglandine E, toute obstruction mécanique génitale doit être écartée avant leur administration (Schaffenaar et Hildebrandt, 2005).

Le massage rectal, l'application d'œstrogènes et éventuellement l'administration d'ocytocine sont les trois techniques à réaliser en alternance jusqu'à l'engagement de l'éléphantéon dans la filière pelvienne. Si la progression de la mise-bas n'est pas suffisante et que le fœtus n'est toujours pas engagé dans la filière pelvienne, une vestibulotomie est inutile : il est préférable de ne rien faire et d'attendre l'expulsion du fœtus après rétention fœtale (Schaffenaar et Hildebrandt, 2005).

B. Rupture du sac allantoïde et perte des eaux fœtales

Si le sac allantoïdien a été rompu mais qu'aucune progression dans la mise bas n'est observée dans les deux heures qui suivent, il faut envisager que le fœtus soit mort avant le terme ou qu'il s'agisse d'une dystocie. L'intervention d'un vétérinaire est alors nécessaire.

1. Démarche à suivre lorsqu'aucune partie du fœtus n'est accessible dans la région pelvienne

Cela signifie que le col utérin n'est pas assez dilaté. Pour permettre une relaxation du col, un dosage du calcium sanguin est réalisé puis le calcium est administré par voie intraveineuse ou orale dans le cas d'une carence.

Après avoir régulé la calcémie, l'administration d'œstradiol et des massages rectaux sont réalisés en alternance (Schaffenaar et Hildebrandt, 2005).

2. Démarche à suivre lorsqu'une partie du corps du fœtus est accessible dans la région pelvienne

Comme précédemment, du calcium doit être administré en cas de besoin après détermination du statut calcique de la mère. L'échographie est essentielle pour déterminer la vitalité du fœtus et la partie du corps engagée dans la filière pelvienne. Un mauvais positionnement du fœtus est une indication à la vestibulotomie vaginale ou à la fœtotomie. Si le positionnement du fœtus paraît correct à l'échographie, une injection d'ocytocine peut être réalisée, suivie d'un massage rectal. L'expulsion de l'éléphanteau doit survenir dans l'heure qui suit (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005).

C. Suivi et complications possibles

1. Éléphanteau mort et membranes fœtales intactes

Si l'éléphanteau est mort alors que les membranes fœtales sont intactes, la mère a peu de risques de développer un processus septique. Cependant, l'immunodépression présente chez les femelles en gestation peut favoriser les infections, d'où la nécessité d'une surveillance accrue et d'antibiotiques par voie générale en cas d'hyperthermie (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005).

2. Éléphanteau bloqué dans l'utérus

Si aucune des techniques présentées au dessus n'a permis la délivrance du fœtus, la seule solution est de laisser faire le temps. Certaines éléphanes n'ont pas mis bas au moment du terme et portent l'éléphanteau mort plusieurs mois à plusieurs années. L'expulsion peut se faire entièrement ou par partie.

Il arrive parfois que l'éléphante ait une nouvelle gestation, et que le fœtus mort soit expulsé en même temps qu'éléphanteau vivant (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005).

3. Éléphanteau bloqué dans le canal pelvien

Si l'éléphanteau est bloqué dans le canal pelvien lors de la mise bas et qu'aucune technique ne permet de l'extraire, il faut le replacer dans l'utérus, il sera expulsé plusieurs mois plus tard. Parfois, il est impossible de replacer l'éléphanteau dans l'utérus, le risque est la rupture utérine, qui peut survenir à la suite de fortes contractions. Dans ce cas, la mort de la mère est inévitable (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005).

VI. SOINS POST PARTUM

A. Expulsion du placenta

L'expulsion placentaire survient en général dans les 10 à 12 heures suivant la mise bas. Il existe de rares cas de rétentions placentaires pouvant durer jusqu'à 4 semaines, sans complications pour la mère (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005).

B. Lochies

Pendant plusieurs jours après la mise bas, la mère secrète des volumes importants de sécrétions vaginales de couleur marron foncé. Ces pertes vaginales sont composées de mucus, de sang et de tissu utérin. L'involution utérine complète dure plusieurs semaines (Schaftenaar et Hildebrandt, 2005).

La mise-bas est une étape clé de la survie de l'éléphanteau mais également de la mère. Après la naissance de l'éléphanteau, l'équipe vétérinaire et les soigneurs doivent rester vigilants pendant la phase néonatale, qui représente une période critique pour la survie de l'éléphanteau.

PARTIE 7 :
DE LA PERIODE NEONATALE AU
SEVRAGE

I. SOINS ET SURVEILLANCE DE L'ÉLÉPHANTEAU PENDANT LA PERIODE NÉO-NATALE

A. Mensurations du nouveau-né à la naissance

Le poids moyen d'un éléphant d'Afrique à la naissance est de 100 à 120 kg en moyenne et il est de 90 à 110 kg chez l'éléphant d'Asie. La hauteur est d'environ 0,90m (Emanuelson, 2006).

B. Comportement du nouveau-né à la naissance

Le cordon ombilical est sectionné naturellement par étirement lors de la mise bas. Une désinfection de l'ombilic de l'éléphanteau à la povidone iodée est fortement recommandé si la mère le permet (Schafteenaar et Hildebrandt, 2005).

S'il est en bonne santé, le jeune éléphanteau se tient debout, marche et vocalise en quelques minutes jusqu'à deux heures après la mise-bas. Ensuite, il urine et défèque en quelques heures (Emanuelson, 2006).

C. Acceptation de l'éléphanteau par la mère

Si la femelle est multipare, qu'elle n'a pas d'antécédents d'agressivité envers le nouveau-né et que l'éléphanteau paraît en bon état général, il est préférable de la laisser seule avec son petit durant les premières heures.

Dans tous les autres cas, par exemple lorsque la mère est nullipare, qu'elle a des antécédents d'agression, qu'il y a eu dystocie ou que l'éléphanteau paraît faible, il est généralement recommandé de le retirer immédiatement après sa naissance, au moins pendant une courte période. Dans ce cas, il doit être placé derrière des barrières, à une faible distance de sa mère. Cela permet les interactions tactiles mais empêche la mère de blesser le nouveau-né (Emanuelson, 2006).

D. Examen néonatal de l'éléphanteau

Lorsque le nouveau-né est retiré de la mère après la mise-bas, cela permet de réaliser un examen clinique complet.

Dans le cas où le petit est resté en contact avec la mère, l'examen néonatal peut être envisagé une fois l'allaitement réussi et le processus d'attachement maternel en cours. Cependant, cet acte doit être réalisé seulement si l'équipe de soins estime que cela n'affectera pas le lien maternel.

L'examen néonatal permet d'évaluer la respiration, la fréquence cardiaque, la perfusion des muqueuses et la température de l'éléphanteau. L'éléphanteau

nouveau-né normal a une fréquence respiratoire de 22 mouvements par minutes (mpm), une fréquence cardiaque de 100 à 128 battements par minute (bpm) et une température rectale comprise entre 36°C et 37,2°C.

Au moment du premier examen clinique, il est important de réaliser des prélèvements sanguins (filiation par typage ADN, PCR pour herpesvirus...) et également de placer un transpondeur électronique si la législation nationale l'exige. La pesée du nouveau-né est également conseillée (Emanuelson, 2006).

E. Lieu d'accueil du nouveau-né orphelin : la nurserie

Il est important de posséder une nurserie au cas où l'éléphanteau doit être séparé de sa mère. Il s'agit d'un enclos où seul l'éléphanteau peut aller mais permettant le contact visuel, olfactif et auditif de l'éléphanteau avec les membres du groupe.

Les jeunes éléphants sont sensibles au froid, donc la nurserie doit être maintenue à une température de 18°C (65°F) voire à une température un peu plus élevée pour les nouveau-nés et les éléphants faibles.

La nurserie doit être équipée d'un bon système de nettoyage et d'évacuation des eaux usées car l'éléphanteau produit de grandes quantités d'urine et de selles. A proximité de l'enclos, une aire de service avec eau, électricité et espace de stockage doit être aménagée (Emanuelson, 2006).

F. Sommeil de l'éléphanteau : un élément à surveiller

Les éléphants nouveau-nés ont souvent de la difficulté à s'allonger. Ils peuvent s'effondrer de fatigue après avoir fait plusieurs fois le tour de l'enclos. Il est important de surveiller ces phases de sommeil et éventuellement relever l'éléphanteau s'il a besoin d'aide pour se lever. De grands coussins de couchage en toile, ou des balles de paille peuvent être placées dans l'enclos pour que l'éléphanteau puisse s'y appuyer (Emanuelson, 2006).

II. PRISE DU COLOSTRUM

Dans la nature, le nouveau-né obtient les anticorps maternels grâce à l'ingestion du colostrum maternel. En captivité, il est important de surveiller cette étape clé dans la survie du nouveau-né.

A. Délai d'administration du colostrum

Afin de réaliser un transfert de l'immunité passive correct, l'éléphanteau doit téter dans les 6 à 12 premières heures après la naissance, correspondant à la période d'absorption primaire, durant laquelle les anticorps maternels traversent la paroi digestive. Le volume de colostrum à ingérer est de 2 à 10 litres (Emanuelson, 2006).

B. Acquisition de l'immunité chez l'éléphanteau en contact avec sa mère

Les premières tentatives d'allaitement du jeune se déroulent normalement entre 1 et 6 heures après la mise-bas. Cependant, le temps qui s'écoule entre la naissance et le succès de l'allaitement varie de quelques heures à plusieurs jours.

Si l'éléphanteau n'a toujours pas tété 4 à 6 heures après la mise-bas et que la sécurité le permet, il est conseillé de l'aider à trouver la mamelle de la mère. Pour cela, une des techniques consiste à lui proposer un doigt à téter en le guidant progressivement vers la mamelle. Une autre méthode consiste à utiliser une tubulure intraveineuse attachée à un sac de liquide contenant du lait de la mère, dont l'extrémité de la ligne est attachée au doigt du soigneur, pour que l'éléphanteau puisse être plus facilement conduit jusqu'à la tétine de la mère.

Pour les éléphants de petite taille, il peut être judicieux d'ajouter un tabouret stable sous la mère pour qu'ils puissent poser les membres antérieurs et ainsi accéder aux tétines.

Le refus de la tétée peut être lié à l'éléphanteau s'il est de trop petite taille ou trop faible. La mère peut également refuser la tétée du petit pour des raisons comportementales ou en raison de douleurs mammaires (mammite par exemple) (Emanuelson, 2006).

C. Acquisition de l'immunité chez le nouveau-né séparé de la mère

Si l'éléphanteau ne tète pas seul dans les premières 24 heures, s'il paraît trop faible pour ingérer assez de colostrum ou s'il est séparé de sa mère, une administration par voie orale du sérum de la mère ou de plasma conservé au congélateur est recommandée (Emanuelson, 2006).

1. Différents substituts au colostrum

Le substitut le plus efficace est le colostrum d'éléphant ou, s'il n'est pas disponible, le colostrum bovin. Une autre alternative consiste à administrer du plasma au nouveau-né (détaillé dans la partie 6, II, E, 4). Il peut être administré par voie orale dans les premières 6 heures, mais est moins efficace que l'ingestion du colostrum (Emanuelson, 2006).

2. Quantité de colostrum à administrer au nouveau-né

Pour les éléphanteaux séparés de leur mère, le colostrum est administré par voie orale, à raison de 0,5 L par repas. La totalité du colostrum, soit 2 à 10 L selon le poids du nouveau-né, doit être ingéré dans les 6 premières heures de préférence, en ne dépassant pas 24 heures après la mise-bas (Emanuelson, 2006).

3. Quantité de plasma à administrer au nouveau-né

Il est préférable d'administrer le plasma par voie intra-veineuse dans les quatre premiers jours de vie de l'animal, à raison de 20 ml/kg/jour sous forme de deux bolus de une heure chacun ou sous forme de perfusion lente. Le volume total de plasma à perfuser est de 20 à 80 ml/kg, soit 2 à 8 L pour un éléphanteau de 100 kg (Emanuelson, 2006).

III. ALLAITEMENT ARTIFICIEL

A. Besoins nutritionnels

Un éléphanteau de 100 kg doit absorber 6000 à 8000 kcal par jour et un éléphanteau de 200 kg doit recevoir 16000 à 20000 kcal par jour. L'éléphanteau doit gagner entre 0,5 et 1,4 kg par jour, avec un gain moyen de 0,9 kg par jour pendant sa première année de vie (Emanuelson, 2006).

B. Allaitement avec du lait maternel

Il est possible de nourrir l'éléphanteau avec le lait de sa propre mère. Le seul facteur limitant est la sécurité de l'équipe lors de la traite de l'éléphante. Les méthodes de traite utilisées chez les éléphants comprennent la traite manuelle, le tire-lait manuel et le tire-lait électrique.

La traite manuelle est similaire à celle des vaches : il faut serrer la tétine en haut avec le pouce et l'index, puis serrer l'extrémité de la tétine. trois autres doigts l'un après l'autre.

Le tire-lait, quant à lui, est placé sur la mamelle et est utilisé pendant environ 10 à 20 minutes par mamelle.

Pour faciliter la descente du lait, il est possible d'administrer de l'ocytocine (20 à 30 UI) par voie intramusculaire environ 5 minutes avant le pompage. Pour augmenter les volumes de lait recueillis, il est préférable de réaliser des traites fréquentes, toutes les 3 heures, alternées avec des périodes de repos, d'utiliser de l'eau chaude et des

massages des mamelles. Les volumes moyens de traite sont de 1080 ml de lait pendant la première semaine (Emanuelson, 2006).

La composition du lait maternisé pour éléphanton est encore en cours d'amélioration : la traite des femelles allaitantes permet d'obtenir des échantillons de lait d'éléphanton, utilisés dans un but de recherche scientifique.

C. Allaitement avec du lait maternisé

1. Composition du lait maternisé

Concernant le lait maternisé, il n'existe pas encore de formule qui fonctionne avec succès pour tous les éléphantons. Malgré les études réalisées sur le lait d'éléphants d'Afrique et d'Asie, certaines données ne sont pas encore connues, en particulier en ce qui concerne la composition en calcium et en lipides de la formule. De plus, la composition du lait varie avec les stades de lactation.

Les teneurs du lait chez l'éléphant d'Afrique seraient de : 2,3 % de protéines, 4,4 % de matières grasses, 2,8 % de lactose, 0,5 % de cendres et 11,3 % de solides totaux. Sur la base de la matière sèche, les teneurs devraient être de 20 % de protéines, 39 % de matières grasses et 24,6 % de lactose (Parrott et Dierenfeld, 1996).

Les teneurs du lait chez l'éléphant d'Asie seraient de 3,4 % de protéines, 7,6 % de matières grasses, 0,54 % de cendres et 19,7 % de solides totaux (Mainka et al., 1994).

2. Aliments du commerce

Il existe peu d'aliment d'allaitement spécifique des éléphants. L'un des plus commercialisés mondialement est «ElephantGro» (Grober Nutrition, Cambridge, Canada ; Emanuelson, 2006). L'aliment «ElephantGro» existe sous deux formulations, l'une adaptée pour les éléphants d'Afrique et l'autre pour les éléphants d'Asie (tableau 22).

Certaines préparations pour nourrissons humains sont également utilisées pour nourrir les éléphantons au biberon, dont le plus souvent l'«Enfamil» (Mead Johnson Nutrition, Chicago, États-Unis) ou le «SMA Goldcap» (Wyeth, Madison, États-Unis) (également connu sous le nom de S26) (Emanuelson, 2006).

L'apport énergétique et les besoins journaliers des différents aliments sont décrits dans le tableau 23.

Tableau 22 : Composition des aliments ElephantGro (Grober Nutrition)
(www.zukudla.com)

Composition (en % de matière sèche)	ElephantGro African	ElephantGro Asian
Protéines	28 %	21 %
Lactose	28 %	21 %
Lipides	41 %	45 %
Fibres	0,15 %	0,15 %
Cendres brutes	5 %	5 %
Calcium	0,50 %	0,50 %
Phosphore	0,36 %	0,36 %
Vitamine A	45,000 IU/kg	45,000 IU/kg
Vitamine D3	4.000 IU/kg	4.000 IU/kg
Vitamine E	80 IU/kg	80 IU/kg
Sélénium	0,3 mg/kg	0,3 mg/kg

Tableau 23 : Apport énergétique de différents aliments de substitution pour éléphanteaux ; comparaison avec les besoins journaliers (Kinzley et Emanuelson, 2004)

Aliment	Apport énergétique (kcal/litre)	Besoins quotidiens pour un éléphanteau de 100 kg (litres/jour)	Besoins quotidiens pour un éléphanteau de 200 kg (litres/jour)
ElephantGro African	750	5 - 6,6	13,2 - 16,5
ElephantGro Asian	1215	8 - 10,7	21,3 - 26,7
Enfamil	666	9 - 12	24 - 30

3. Variations de la composition par ajout d'ingrédients

Dans certains cas, des suppléments alimentaires peuvent être ajoutés. De la graisse de coco et de la graisse de beurre desséchée ont été ajoutées pour augmenter la teneur en matières grasses de l'alimentation (Sheldrick, 1990). Cependant, la supplémentation avec une trop grande quantité de graisse pourrait nuire à l'absorption du calcium. Le rapport calcium/phosphore doit être de 1,5-2,0 : 1. Les suppléments vitaminiques et minéraux sont couramment utilisés (vitamines B, E, C et calcium) (Emanuelson, 2006).

Dans de nombreux cas, de l'eau de riz et du bouillon de riz gluant ont été utilisés en mélange avec le lait maternisé pour soulager la diarrhée.

4. Précautions à prendre lors du changement de composition du lait maternisé

Les changements de formule doivent être effectués lentement en combinant les formules et en changeant graduellement d'une formule à l'autre. Les changements brusques ont tendance à causer de la diarrhée.

Les suppléments de calcium peuvent être une cause de constipation : il faut ajuster la quantité au besoin et l'augmenter progressivement avec une transition (Emanuelson, 2006).

D. Fréquence de nourrissage en fonction de l'âge

Les éléphanteaux doivent être nourris à la demande dans un premier temps, souvent toutes les une à deux heures, 24 heures sur 24. À l'âge de 3 mois, les tétées peuvent être espacées de 3 heures en journée et la fréquence des tétées nocturnes peut être réduite progressivement. A 1 an, l'alimentation au biberon doit avoir lieu toutes les 4 heures pendant la journée, avec une ou deux tétées de nuit si l'éléphanteau a faim. Vers l'âge de 15 mois, l'éléphanteau commence à manger des aliments solides en quantités non négligeables, et le lait peut être réduit à trois repas par jour (Emanuelson, 2006).

E. Conseils concernant l'allaitement artificiel

1. Matériel utilisé lors de l'allaitement artificiel

Lorsque l'alimentation au biberon est nécessaire, on utilise une tétine pour veau, dont l'ouverture est légèrement élargie pour permettre un égouttement régulier lorsqu'il est inversé. Au départ, le lait ou l'aliment d'allaitement doit être proposé à l'éléphanteau à une température tiède d'environ 30 °C (85 °F). Il est important de tester la préparation en plaçant une goutte à l'intérieur du poignet pour s'assurer qu'elle ne soit pas trop chaude. Il ne faut pas réchauffer le lait au four micro-ondes, en raison de la création de "points chauds". Lorsque l'éléphanteau est plus âgé, le lait peut ne pas avoir besoin d'être chauffé (Emanuelson, 2006).

2. Hygiène lors de l'allaitement artificiel

L'hygiène est de la plus haute importance. Les préparations doivent être réalisées au plus 48 heures à l'avance et conservées au réfrigérateur. Les préparations qui sont laissées à température ambiante pendant plus d'une heure doivent être jetées. Après chaque tétée, les biberons doivent être lavés à l'eau chaude savonneuse, rincés abondamment (le savon laissé dans les biberons peut causer de la diarrhée) et plongés dans l'eau bouillante pendant plusieurs minutes (Emanuelson, 2006).

3. Positionnement de l'éléphanteau pour l'allaitement artificiel

Certains éléphants peuvent avoir de la difficulté à trouver une position d'allaitement confortable. Ils ont besoin d'un contact rapproché avec leur soigneur, notamment avec leur trompe, qu'ils placent au niveau des aisselles, du visage ou encore du cou de leur soigneur. Il est intéressant d'accrocher un morceau de tissu près de l'éléphanteau lors de la tétée pour que celui-ci puisse le tirer contre lui. Il peut également être réconfortant de recouvrir l'éléphanteau d'une couverture, y compris sur les oreilles (Emanuelson, 2006).

IV. SEVRAGE DE L'ÉLÉPHANTEAU

Les éléphants sont dépendants du lait pendant 2 ans, mais les aliments solides prennent une place importante de la ration au cours de la deuxième année de vie. Les éléphants nourris au biberon goûtent les aliments solides à un âge précoce, mais les habitudes alimentaires définitives sont acquises plus tardivement que chez les éléphants élevés par la mère. Les jeunes élevés par leur mère utilisent leur trompe pour sentir et prendre la nourriture dans la bouche de leur mère, apprenant ainsi ce qu'il est souhaitable de manger. De petites quantités de nourriture solide (aliments pour éléphants adultes) peuvent être proposées au jeune à partir de l'âge de 1 ou 2 mois. Les soigneurs peuvent susciter plus d'intérêt pour les aliments appropriés en faisant semblant de les manger (Emanuelson, 2006).

V. SOCIABILISATION ET REINTRODUCTION DU JEUNE DANS LE GROUPE

Les éléphants nourris au biberon préférant la compagnie humaine à celles des autres éléphants, leur réintroduction dans le groupe est d'une importance primordiale et doit être réalisée le plus tôt possible, dès la prise de colostrum si l'éléphanteau est en bon état général. Il est possible de présenter tout d'abord à l'éléphanteau une mère de substitution, qui le socialisera normalement en permettant le nourrissage au biberon. Dans l'idéal, la nurserie doit être placée à proximité des enclos des éléphants adultes pour que l'éléphanteau puisse entendre, sentir et voir les membres du groupe au quotidien (Emanuelson, 2006).

CONCLUSION

Les populations sauvages d'éléphants d'Afrique et d'Asie sont en déclin depuis déjà plusieurs décennies. Malgré les mesures mises en place contre le braconnage en Afrique et la disparition du territoire en Asie, les éléphants sont toujours classés parmi les espèces menacées selon l'UICN.

Aujourd'hui, les mesures de protection des éléphants se divisent en deux grands axes : la conservation *in-situ*, dans le milieu naturel, et la conservation *ex-situ*, dans les parcs et réserves zoologiques. Les parcs zoologiques, dont le rôle historique était le divertissement du public, ont bien évolué et sont aujourd'hui au cœur de la conservation *ex-situ* des espèces menacées. La reproduction en captivité représente un pôle majeur de la conservation des espèces menacées.

Les éléphants ayant la gestation la plus longue de tous les mammifères terrestres, la naissance d'un éléphanteau est un événement rare et très attendu. Pour éviter la consanguinité en parc zoologique, de nouvelles techniques de reproduction se développent comme l'insémination artificielle. La gestation et la mise bas des éléphants sont contrôlées assidûment jusqu'à la naissance de l'éléphanteau. Dans les cas de difficultés lors de la mise-bas, des protocoles précis ont été établis pour aider les équipes vétérinaires et soignantes à intervenir rapidement et de façon adéquate. Une fois le jeune éléphanteau né, la période néonatale est une période critique, notamment par la prise du colostrum et l'acceptation dans le groupe social : il sera donc attentivement surveillé jusqu'au sevrage.

BIBLIOGRAPHIE

Asian Elephant Range States Meeting (AERSM) (2017) Asian elephant range states meeting final report 2017. Ministry of Environment and Forestry, Government of Indonesia.

Allen, W.R. (2006) Ovulation, pregnancy, placentation and husbandry in the African elephant (*Loxodonta africana*). Philos. Trans. R. Soc. Lond. B. Biol. Sci. 361, 821-834.

Ananth, D. (2000) Musth in Elephants. Zoo's Print J., 15(5), 259-262.

Arnaud, B. (2015) Des traces du passage d'Hannibal retrouvées en Espagne [en ligne]. Sciences et Avenir [consulté le 10/09/2019]. Disponible sur : https://www.sciencesetavenir.fr/archeo-paleo/dans-les-pas-d-hannibal_21770

Arnold, D. (2014) Successful Cryopreservation of Asian elephant (*Elephas maximus*) semen using simple techniques [en ligne]. PhD thesis, University of Guelph, Guelph, Ontario, Canada [consulté le 10/09/2019]. Disponible sur : <https://atrium.lib.uoguelph.ca/xmlui/handle/10214/8063>

Bader, H. & Prodhan, G. (2012) Scientists Make A Baby Elephant Using Frozen Sperm [en ligne]. Business Insider [consulté le 10/09/2019]. Disponible sur : www.businessinsider.com/scientists-make-a-baby-elephant-using-frozen-sperm-2012-8?IR=T

Balke, J.M., Boever, W.J., Eilersiek, M.R., Seal, U.S. & Smith, D.A. (1988) Anatomy of the reproductive tract of the female African elephant (*Loxodonta africana*) with reference to development of techniques for artificial breeding. J. Reprod. Fertil., 84(2), 485-492.

Blanc, J., Barnes, R.F.W., Craig, G.C., Dublin, H.T., Thouless, C.R., Douglas-Hamilton, I. & Hart, J.A. (2007) African Elephant Status Report 2007. Occasional Paper of the IUCN Species Survival Commission No. 33 : 284p [consulté le 10/09/2019]. <https://portals.iucn.org/library/node/9022>

Bongso, T.A. & Perera, B.M. (1978) Observations on the use of etorphine alone and in combination with acepromazine maleate for immobilization of aggressive Asian elephants (*Elephas maximus*). Vet. Rec., 102(15), 339-340.

Brown, J.L. (2000) Reproductive endocrine monitoring of elephants : an essential tool for assisting captive management. Zoo Biol., 19(5), 347-367.

Brown, J.L. (2006) Reproductive endocrinology. In : Fowler, M.E. & Mikota, S.K. (2006). Biology, medicine and surgery of elephants, Blackwell Publishing, Iowa, USA, 596p.

Brown, J.L., Olson, D., Keele, M. & Freeman, E.W. (2004) Survey of the reproductive cyclicity status of Asian and African elephants in North America. Zoo Biol., 23(4), 309-321.

Brown, J.L., Paris, S., Prado-Oviedo, N.A., Meehan, C.L., Hogan, J.N., Morfeld, K.A. & Carlstead, K. (2015) Reproductive Health Assessment of Female Elephants in North American Zoos and Association of Husbandry Practices with Reproductive Dysfunction in African Elephants (*Loxodonta africana*). PLoS ONE, 11(7), e0145673.

Chaichanathong, S., Taya, K., Watanabe, G., Nagaoka, K., Wajjwalku, W., Sudsukh, A. & Thongtip, N. (2018) Immunohistochemical localization of inhibin/activin subunits in adult Asian elephant (*Elephas maximus*) testes. *J. Vet. Med. Sci.*, 80(3), 549-552.

Chandrasekharan, K. & Cheeran, J. (1996) Use of antiandrogen in controlling musth in captive elephants. *Zoos'Print J.*, 11(4), 25-26.

Cheeran, J.V., Chandrasekharan, K. & Radhakrishnan, K. (1992) A case of ochlophobia in a tusker. In Silas, E., Nair, K. & Nirmalan, G. (1992) *The Asian Elephant : Ecology, Biology, Diseases, Conservation and Management*. Kerala Agricultural University, Trichur, India, 176p.

Cooper, K.A, Harder, J.D, Clawson, D.H, Fredrick, D.L, Lodge, G.A, Paechery, H.C, Spellmire, T.J & Winstel D.P (1990) Serum Testosterone and musth in captive male African and Asian elephants. *Zoo Biol*, 9(4), 297-306.

Cranbrook, Earl of., Payne, J. & Leh, C. (2008) Origin of the elephants *Elephas maximus* L. of Borneo [en ligne]. *Sarawak Museum J.*, LXIII(84) [consulté le 10/09/2019]. Disponible sur : <http://www.rhinosourcecenter.com/index.php?s=1&act=pdfviewer&id=1359509208&folder=135>

Czekala, N.M, MacDonald, E.A., Steinman, K., Walker, S., Garrigues, N.W., Olson, D. & Brown, J.L. (2003) Estrogen and LH dynamics during the follicular phase of the estrous cycle in the Asian elephant. *Zoo Biol*, 22(5), 443–454.

Deutsches Primatenzentrum (DBZ) (2018) Endocrine monitoring of ovarian activity and pregnancy in elephants [en ligne, consulté le 10/09/2019]. Disponible sur : <https://www.dpz.eu/en/unit/endocrinology-laboratory/service/general.html>

Debruyne, R., Van Holt, A., Barriél, V. & Tassy, P. (2003) Statut de l'éléphant d'Afrique dit nain (*Loxodonta pumilio* (Noack 1906)) : phylogénie des séquences de cytochrome b et de la région de contrôle mitochondriale. *Comptes Rendus Biologies*, 326(7), 687-697.

DeSilva, D.D.N. & Kuruwita, V.Y. (1994) Sedation of wild elephants using detomidine HCl in Sri Lanka. In : Blais, D. & American College of Veterinary Anesthesiologists (1994) *Proc. 5th Int. Cong. Vet. Anesth.*, Guelph, Ontario, August 21-25, 1994, 422p.

Drews, B. Hermes, R., Göritz, F., Gray, C., Kurz, J., Lueders, I. & Hildebrandt T.B. (2008) Early embryo development in the elephant assessed by serial ultrasound examinations. *Theriogenology*, 69(9), 1120-1128.

Dow, T.L., Roudebush, W., Parker, F.N. & Brown, J.L. (2011) Influence of age and gender on secretion of anti-Müllerian hormone in Asian (*Elephas maximus*) and African (*Loxodonta africana*) elephants. *Theriogenology*, 75(4) : 620-627.

Du Toit, J.G. (2001) *Veterinary Care of African Elephants*. South African Veterinary Foundation and Novartis Wildlife Fund, Pretoria, Republic of South Africa, 59p.

Dublin, H.T. (1983) Cooperation and reproductive competition among female African elephants. In : Wasser, S.K. (1983) *Social Behavior of Female Vertebrates*. Academic Press, New York, USA, 399p.

- Ebedes, H. (1993)** The use of long acting tranquilizers in captive wild animals. In : McKenzie, A.A. (1993) The Capture and Care Manual : capture, care, accomodation, and transportation of wild African animals. Wildlife Division Support Services, Pretoria, Republic of South Africa, 729 p.
- Emanuelson, K. (2006)** Neonatal Care and Hand Rearing. In : Fowler, M.E. & Mikota, S.K. (2006). Biology, medecine and surgery of elephants. Blackwell Publishing, Iowa, USA, 596p.
- Esteves, S.E. (2015)** Efficacy, efficiency and effectiveness of gonadotropin therapy for infertility treatment. Medical Express, 2(3) : M150302.
- Fernando, P. & Pastorini, J. (2011)** Range-wide Status of Status Elephants [en ligne]. Gajah, 35, 15-20 [consulté le 10/09/2019]. Disponible sur : www.asesg.org
- Fernando, P., Vidya, T.N.C., Payne, J., Stuewe, M., Davison, G., Alfred, R.J., Andau, P., Bosi, E., Kilbourn, A. & Melnick, D.J. (2003)** DNA analysis indicates that Asian elephants are native to Borneo and are therefore a high priority for conservation. PLoS Biol., 1(1) : e6.
- Fiess, M., Heistermann, M. & Hodges, J.K. (1999)** Patterns of urinary and faecal steroid excretion during the ovarian cycle and pregnancy in the African elephant (*Loxodonta africana*). Gen. Comp. Endocrinol., 115(1), 76–89.
- Flanagan, H.O. & Flanagan, F.O. (1983)** Castration of African elephant (*Loxodonta africana africana*). Zimbabwe Vet. J., 13(3-4), 50-57.
- Flügger, M. (1999)** Use of oxytocin for birth assistance in an Asian elephant (*Elephas maximus*) - a case report. Erkrankungen der Zootiere, 39, 59-62.
- Foley, C.A.H., Papageorge, S. & Wasser, S.K. (2001)** Non-invasive stress and reproductive measures of social and ecological pressures in free-ranging African elephants. Cons. Biol., 15(4), 1134–1142.
- Fowler, M.E. (1995)** Chemical restraint. In : Fowler, M.E. & Mikota, S.K. (2006). Biology, medecine and surgery of elephants, Blackwell Publishing, Iowa, USA, 596p.
- Fowler, M.E. (2006)** Infectious Diseases. In : Fowler, M.E. & Mikota, S.K. (2006). Biology, medecine and surgery of elephants, Blackwell Publishing, Iowa, USA, 596p.
- Fowler, M.E. & Mikota, S.K. (2006)** Biology, medecine and surgery of elephants, Blackwell Publishing, Iowa, USA, 596p.
- Fowler, M.E. & Miller, E. (2008)** Zoo and Wild Animal Medicine, Current Therapy, 6th edition. Saunders Elsevier, Saint Louis, Missouri, USA, 512p.
- Freeman, E.W., Guagnano, G., Olson, D., Keele, M. & Brown, J.L. (2009)** Social factors influence ovarian acyclicity in captive African elephants (*Loxodonta africana*). Zoo Biol., 28(1), 1–15.
- Ganswindt, A., Palme, R., Heistermann, M., Borrigan, S. & Hodges, J.K. (2003)** Non-invasive assessment of adrenocortical function in the male African elephant (*Loxodonta africana*) and its relation to musth. Gen. Comp. Endocrinol., 134(2), 156-166.

Ganswindt, A., Rasmussen, H.B., Heistermann, M. & Hodges, J.K. (2005) The sexually active states of free-ranging male African elephants (*Loxodonta africana*), defining musth and non-musth using endocrinology, physical signals, and behavior. *Horm. Behav.*, 47(1), 83-91.

Gilmore, J.A., McGann, L.E., Ashworth, E., Acker, J.P., Raath, J.P., Bush, M. & Critser J.K. (1998) Fundamental cryobiology of selected African mammalian spermatozoa and its role in biodiversity preservation through the development of genome resource banking. *Anim. Reprod. Sci.*, 53(1-4), 277–297.

Glover, T.D. (1973) Aspect of sperm production in some east african mammals. *J. Reprod. Fert.*, 35(1), 45-53.

Graham, L.H., Bando, J., Gray, C. & Buhr, M.M. (2004) Liquid storage of Asian elephant (*Elephas maximus*) sperm at 4°C. *Anim. Reprod. Sci.*, 80(3-4), 329-340.

Gray, C.W. & Nettasinghe, A.P.W. (1970) A preliminary study of immobilization of the Asiatic elephant (*Elephas maximus*) utilizing etorphine (M-99). *Zoologica*, 55(3), 51–53.

Hanks, J. & Sgort, R.V. (1972) The formation and function of the corpus luteum in the African elephant, *Loxodonta africana*. *J. Reprod. Fert.*, 29(1), 79-89.

Hartl, G.B., Kurt, F., Tiedemann, R., Gmeiner, C., Nadlinger, K., Mar, D.K.U. & Rübél, A. (1996) Population genetics and systematics of Asian elephant (*Elephas maximus*): a study based on sequence variation at the cyt b gene of PCR-amplified mitochondrial DNA from hair bulbs. *Z. Säugetierkunde*, 61, 285-294.

Heard, D.J., Jacobson, E.R. & Brock, K.A. (1986) Effects of oxygen supplementation on blood gas values in chemically restrained juvenile African elephants. *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, 189(9), 1071-1074.

Heath, E., Jeyendran, R.S. & Graham, E.F. (1982) Ultrastructure of spermatozoa of the Asiatic Elephant (*Elephas maximus*). *Anat. Histol. Embryol.*, 12(3), 245-252.

Hermes, R., Göritz, F., Streich, W. & Hildebrandt, T.B. (2007) Assisted Reproduction in Female Rhinoceros and Elephants – Current Status and Future Perspective. *Reprod. Dom. Anim.* 42 (Suppl.2), 33–44.

Hermes, R., Saragusty, J., Schaftenaar, W., Göritz, F., Schmitt, D.L. & Hildebrandt, T.B. (2008) Obstetrics in elephants. *Theriogenology*, 70(2), 131-144.

Hermes, R., Saragusty, J., Göritz, F., Bartels, P., Potier, R., Baker, B., Streich, W.J. & Hildebrandt, T.B. (2013) Freezing African Elephant Semen as a New Population Management Tool. *PLoS ONE*, 8(3) : e57616.

Hildebrandt, T.B. (2006) Reproductive and diagnostic ultrasonography. In : Fowler, M.E. & Mikota, S.K. (2006). *Biology, medicine and surgery of elephants*, Blackwell Publishing, Iowa, USA, 596p.

Hildebrandt, T.B., Göritz, F., Pratt, N.C., Brown, J.L., Montali, R.J., Schmitt, D.L., Fritsch, G. & Hermes, R. (2000) (a) Ultrasonography of the Urogenital Tract in Elephants (*Loxodonta africana* and *Elephas maximus*) : An important tool for assessing female reproductive function. *Zoo biol.*, 19(5), 321-332.

Hildebrandt, T.B., Hermes, R., Pratt, N.C., Fritsch, G., Blottner, S., Schmitt, D.L., Ratanahkorn, P., Brown, J.L., Rietschel, W. & Göritz, F. (2000) (b) Ultrasonography of the urogenital tract in elephants (*Loxodonta africana* and *Elephas maximus*) : An important tool for assessing male reproductive function. Zoo Biol. 19(5), 333–345.

Hildebrandt, T.B., Göritz, F., Hermes, R., Reid, C., Dehnhard, M. & Brown, J.L. (2006) (a) Aspects of the reproductive biology and breeding management of Asian and African elephants *Elephas maximus* and *Loxodonta africana*. Int. Zoo Yrb., 40, 20–40.

Hildebrandt, T.B., Drews, B., Gaeth, A.P., Göritz, F., Hermes, R., Schmitt, D., Gray, C., Rich, P., Juergen Streich, W., Short, R.V. & Renfree, M.B. (2006) (b) Foetal age determination and development in elephants. Proc. R. Soc B, 274, 323-331.

Hildebrandt, T.B., Hermes, R., Saragusty, J., Potier, R., Schwammer, H.M., Balfanz, F., Vielgrader, H., Baker, B., Bartels, P. & Göritz, F. (2012) Enriching the captive elephant population genetic pool through artificial insemination with frozen-thawed semen collected in the wild. Theriogenology, 78(6), 1398-1404.

Hilsberg-Merz, S. (2008) Infrared thermography in zoo and wild animals. In : Fowler, M.E. & Miller, E. (2008) Zoo and Wild Animal Medicine, Current Therapy, 6th edition. Saunders Elsevier, Saint Louis, Missouri, USA, 512p.

Hodges, J.K. (1998) Endocrinology of the ovarian cycle and pregnancy in the Asian (*Elephas maximus*) and African (*Loxodonta Africana*) elephant. Anim. Reprod. Sci., 53(1-4), 3-18.

Hodges, J.K., Henderson, C. & McNeilly, A.S. (1983) Circulating oestrogen concentrations during pregnancy in the African elephant (*Loxodonta africana*). J. Reprod. Fertil., 67(1), 121-127.

Hofmeyr, G.J., Gülmezoglu, A.M. & Alfircvic, Z. (1999) Misoprostol for induction of labour : a systematic review. Br. J. Obstet. Gynaecol., 106(8), 798–803.

Hollister-Smith, J.A., Alberts, S.C. & Rasmussen, L.E.L. (2008) Do male African elephants, *Loxodonta africana*, signal musth via urine dribbling? Animal Behaviour, 76(6), 1829-1841.

Honeyman, V.L., Cooper, R.M. & Black, S.R. (1998) A protected contact approach to anesthesia and medical management of an Asian elephant (*Elephas maximus*), Proc. Am. Assoc. Zoo Vet., 1998, 338-341.

Howard, J.G., Bush, M., De Vos, V., Schiewe, M.C., Pursel, V.G. & Wildt, D.E. (1986) Influence of cryoprotective diluent on post-thaw viability and acrosomal integrity of spermatozoa of the African elephant (*Loxodonta africana*). J. Reprod. Fert., 78(1), 295 - 306.

Howard, J.G., Bush, M., De Vos, V. & Wildt, D.E. (1984) Electroejaculation, semen characteristics and serum testosterone concentrations of free-ranging African elephants (*Loxodonta africana*). J. Reprod. Fert., 72(1), 187-195.

Imrat, P., Mahasawangkul, S., Gosálvez, J., Suthanmapinanth, P., Sombutputorn, P., Jansittiwate, S., Thongtip, N., Pinyopummin, A., Colenbrander, B., Holt, W.V. & Stout, T.A. (2012) Effect of cooled storage on quality and DNA integrity of Asian elephant (*Elephas maximus*) spermatozoa. Reprod. Fertil. Dev., 24(8), 1105-1116.

UICN (2012) Catégories et critères de la liste rouge de l'UICN version 3.1, 2ème édition. UICN, Gland, Suisse, 5p.

Jacobson, E.R. (1988) Chemical restraint and anesthesia of elephants. Proc. 9th Ann. Elephant Workshop, Jacksonville, Florida, 1988, 112–119.

Jacobson, E.R., Heard, D.J., Caligiuri, R. & Kollias, G.V. (1987) Physiologic effects of etorphine and carfentanil in African elephants. Proc. 1st Intl. Conf. Zool. Avian Med., 1987, 525–527.

Jacobson, E.R., Kollias, G.V., Heard, D.J. & Caligiuri, R. (1988) Immobilization of African elephants with carfentanil and antagonism with nalmefene and diprenorphine. J. Zoo An. Med., 19(1-2), 1-7.

Jones, R.C. (1980) Luminal composition and maturation of spermatozoa in the genital duct of the African elephant (*Loxodonta africana*). J. Reprod. Fert., 60(1), 87-93.

Jones, R.C. & Brosnan, M.F. (1981) Studies of the deferent ducts from the testis of the African elephant, *Loxodonta africana*. J. Anat., 132(Pt 3), 371-886.

Jones, R.C., Rowlands, I.W. & Skinner, J.D. (1974) Spermatozoa in the genital ducts of the African Elephant, *Loxodonta africana*. J. Reprod. Fert., 41(1), 189-192.

Kaewmanee, S., Watanabe, G., Kishimoto, M., Jin, W.Z., Yamamoto, Y., Yamamoto, T., Nagaoka, K., Narushima, E., Komiya, T. & Taya, K. (2010) Secretion of inhibin during the estrous cycle in the female Asian Elephant (*Elephas maximus*). J. Vet. Med. Sci., 73(1), 77–82.

Kaewmanee, S., Watanabe, G., Keio, M., Yamamoto, Y. Yamamoto, T., Kishimoto, M., Nagaoka, K., Narushima, E., Katayanagi, M., Nakao, R., Sakurai, Y., Morikubo, S., Kameko, M., Yoshihara, M., Yabe, T. & Taya, K. (2011) A surge-like increase in luteinizing hormone preceding musth in a captive bull African Elephant (*Loxodonta africana*). J. Vet. Med. Sci., 73(3), 379–383

Kinzley, C.E. & Emanuelson, K.A. (2004) Supplemental feeding and hand-raising of calves. In : Olson, D. (2004) Elephant Husbandry Resource Guide. Amer. Zoo Aquar. Assoc., Silver Spring, Maryland, 280p.

Kitiyant, Y., Schmidt, M.J. & Pavasuthipaisit, K. (1999) Evaluation of sperm acrosome reaction in the asiatic elephant. Theriogenology, 53(4), 887-896.

Kiso, W.K., Brown, J.L., Siewerdt, F., Schmitt, D.L., Olson, D., Crichton, E.G. & Pukazhenth, B.S. (2011) Liquid semen storage in elephants (*Elephas maximus* and *Loxodonta Africana*) : Species differences and storage optimization. J. Androl., 32(4), 420-431.

Kock, R.A., Morkel, P. & Kock, M.D. (1993) Current immobilization procedures used in elephants. In Fowler, M.E. (2008) Zoo and Wild Animal Medicine Current Therapy Vol. 3. W.B. Saunders Company, Philadelphia, USA, 436-441.

Kreeger, T.J., Arnemo, J.M. & Raath, J.P. (2002) Handbook of wildlife chemical immobilization. Wildlife Pharmaceuticals Inc., Fort Collins, Colorado, USA, 412p.

- Lange, A., Hildebrandt, T.B., Strauss, G., Czupalla, O., Göritz, F., Schaftenaar, W. & Schmitt, D.L. (1999)** Möglichkeiten und Grenzen der Geburtshilfe bei Elefanten. Verh 39 Erkr Zootiere, Vienna, Austria, 47-58.
- Lincoln, G.A. & Ratnasooriya, W.D. (1996)** Testosterone secretion, musth behaviour and social dominance in captive male Asian elephants living near the equator. J. Reprod. Fert., 108(1), 107-113.
- Lueders, I., Drews, B., Niemuller, C., Gray, C., Rich, P., Fickel, J., Wibbelt, G., Göritz, F. & Hildebrandt, T.B. (2010)** Ultrasonographically documented early pregnancy loss in an Asian elephant (*Elephas maximus*). Reprod. Fertil. Dev., 22(7), 1159–1165.
- Luther, I. (2016)** Semen characteristics of free-ranging African elephants (*Loxodonta africana*) and Southern white rhinoceros (*Ceratotherium simum simum*) using Computer-aided sperm analysis, Electron microscopy and Genomics as diagnostic tools. PhD, University of the Western Cape, Republic of South Africa.
- Mainka, S.A., Cooper, R.M., Black, S.R. & Dierenfeld, E.S. (1994)** Asian elephant milk composition during the first 280 days of lactation. Zoo Biol., 13(4), 389–393.
- Maurer, G. (2018)** Conservation de l'éléphant d'Asie (*Elephas maximus*) par l'étude des interactions entre humains et populations sauvages et semi-captives d'éléphants : une approche intégrée des dimensions démographiques, génétiques, économiques et socioculturelles. PhD, Université de Montpellier, France.
- McComb, K., Shannon, G., Sayialel, K.N. & Moss, C. (2014)** Elephants can determine ethnicity, gender, and age from acoustic cues in human voices. PNAS, 111(14), 5433-5438.
- McNeilly, A.S., Martin, R.D., Hodges, J.K. & Smuts, G.L. (1983)** Blood concentrations of gonadotrophins, prolactin and gonadal steroids in males and in non-pregnant and pregnant female African elephants (*Loxodonta africana*). J. Reprod. Fert., 67(1), 113-120.
- Menon, V., Tiwari, S., Ramkumar, K., Kyarong, S., Ganguly, U. & Sukumar, R. (2017)** Right of Passage : Elephant corridors of India 2nd edition. Wildlife Trust of India, New Delhi.
- Meyer., H.H.D, Jegenow, K. & Hodges, J.K. (1997)** Binding Activity of 5 α -Reduced Gestagens to the Progesterin Receptor from African Elephant (*Loxodonta africana*). Gen. Comp. Endocrinol., 105(2), 164-167.
- Mikota, S.K. & Page, C.D. (1994)** Anesthesia and chemical restraint. In : Mikota, S.K., Sargent, E.L. & Ranglack, G.S. (1994) Medical Management of the Elephant. Indira Publishing House, West Bloomfield, Michigan, 298p.
- Ministry of Environment and Forests (2018)** Bangladesh Elephant Conservation Action Plan (2018-2027) [en ligne]. Bangladesh Forest Department, Ministry of Environment and Forests, Government of the People's Republic of Bangladesh, Dhaka, Bangladesh, 100p [consulté le 10/09/2019]. Disponible sur : www.asesg.org
- Moss, C.J. (2001)** The demography of an African elephant (*Loxodonta africana*) population in Amboseli, Kenya. J. Zool. London, 255(2), 145-156.

Nayar, K.N.M, Chandrasekharan, K. & Radhakrishnan, K. (2002) Management of surgical affections in captive elephants. J. Indian. Vet. Assoc., Kerala, 7(3), 55-59.

Neiffer, D.L., Miller, M.A., Weber, Stetter, M., Fontenot, D.K., Robbins, P.K. & Pye, G.W. (2005) Standing sedation in African elephants (*Loxodonta africana*) using detomidine-butorphanol combinations. J. Zoo Wildl. Med., 36(2), 250-256.

Niemuller, C.A. & Liptrap, R.M. (1991) Altered androstenedione to testosterone ratio and L.H. concentrations during musth in captive male Asiatic elephants (*Elephas maximus*). J. Reprod. Fert., 91(1), 139-146.

Oliveira, C., West, G., Houck, R. & Leblanc, M. (2004) Control of musth in an Asian elephant bull (*Elephas maximus*) using leuprolide acetate. J. Zoo Wildl. Med., 35(1), 70-76.

Olivier, R. (1978) Distribution and status of the Asian elephant. Oryx, 14(4), 379-424.

Osofsky, S.A. (1995) Pulse oximetry monitoring of free-ranging African elephants (*Loxodonta africana*) immobilized with an etorphine/hyaluronidase combination antagonized with diprenorphine. Proc. Am. Assoc. Zoo Vet., East Lansing, Michigan, 1995, 241-245.

Parrott, J.J. & Dierenfeld, E.S. (1996) Analysis of African elephant mature milk in early lactation and formulation of an elephant calf milk replacer. Proc. Am. Assoc. Zoo Vet., Puerto Vallarta, Mexico, 1996, 102p.

Perry, J.S. (1953) The reproduction of the African elephant, *Loxodonta africana*. Phil. Trans. R. Soc. London B., Biol. Sc., 237(643), 93-149.

Perry, J.S. (1964) The structure and development of the reproductive organs of the female African elephant. Phil. Trans. R. Soc. London B., Biol. Sc., 248(743), 35-51.

Poole, J.H. (1987) Rutting behavior in African elephants : the phenomenon of musth. Behaviour, 102(3/4), 283-316.

Portas, T.J., Bryant, B.R., Göritz, F., Hermes, R., Keeley, T., Evans, G., Maxwell, W.M.C. & Hildebrandt, T.B. (2007) Semen collection in an Asian elephant (*Elephas maximus*) under combined physic and chemical restraint. Aust. Vet. J., 85, 425-427.

Project Elephant Division (2017) Synchronized Elephant Population Estimation India 2017. Project Elephant Division, Ministry of Environment, Forest and Climate Change, India, 28p.

Raath, J.P. (1993) Chemical capture of the African elephant. In : McKenzie, A.A. (1993) The Capture and Care Manual : Capture, care, accommodation, and transportation of wild African animals. Wildlife Division Support Services, South African Veterinary Foundation, Pretoria, Republic of South Africa, 729p.

Rajaram, A. (2006) Musth in elephants. Resonance, 11, 18-27.

Ramsay, E. (2000) Standing Sedation and Tranquilization in Captive African Elephants (*Loxodonta africana*). Proc. Am. Assoc. Zoo Vet., New Orleans, Louisiana, 2000, 111-114.

- Rasmussen, L.E.L., Buss, I.O., Hess, D.L. & Schmidt, M.J. (1984)** Testosterone and dihydrotestosterone concentrations in elephant serum and temporal gland secretions. *Biol. Reprod.*, 30(2), 352-362.
- Rasmussen, L.E.L. & Schulte, B.A. (1998)** Chemical signals in the reproduction of Asian (*Elephas maximus*) and African (*Loxodonta africana*) elephants. *Anim. Reprod. Sci.*, 53(1-4), 19-34.
- Rietschel, W., Hildebrandt, T.B., Goritz, F. & Ratanakorn, P. (2001)** Sedation of thai working elephants with xylazine and atipamezole as a reversal. A research update on elephants and rhinos. *Proc. Int. Elephant and Rhino Research Symposium, Vienna, Austria, June 7-11, 2001*, 121–123.
- Roca, A., Georgiadis, N., Pecon-Slattery, J. & O'Brien, S.J. (2001)** Genetic evidence for two species of elephant in Africa. *Science*, 293(5534), 1473-1477.
- Sansone, G.R., Gerdes, C.A., Steinman, J.L., Winslow, J.T., Ottenweller, J.E., Komisaruk, B.R. & Insel, T.R. (2002)** Vaginal stimulation releases oxytocin within the spinal cord in rats. *Neuroendocrinology*, 75, 306-315.
- Santiapillai, C., Read, B., Jacobson, G., Wijeyamohan, S. & Rambukpotha, S. (2011)** A paradigm shift in the management of musth among bull elephants in captivity in Sri Lanka. *Cey. J. Sci. (Bio. Sci.)*, 40(1), 25-32.
- Saragusty, J., Hildebrandt, T.B., Behr, B., Knieriem, A., Kruse, J. & Hermes, R. (2009)** Successful cryopreservation of Asian elephant (*Elephas maximus*) spermatozoa. *Anim. Reprod. Sci.*, 115(1-4), 255-266.
- Sarma, U.K., Easa P.S. & Menon, V. (2008)** Deadly Tracks - A scientific approach to understanding and mitigating elephant mortality due to train hits in Assam. *International Fund For Animal Welfare, Occasional Report, 24, India, 2008*, 59p.
- Schaftenaar, W. (1996)** Vaginal vestibulotomy in an Asian elephant (*Elephas maximus*). *Proc. Am. Assoc. Zoo Vet., Puerto Vallarta, Mexico, 1996*, 434-439.
- Schaftenaar, W. & Hildebrandt, T.B. (2005)** Veterinary guidelines for reproduction-related management in captive female elephants. *Elephant TAG Veterinary Advisors, Rotterdam, The Netherlands*, 18p.
- Schaftenaar, W., Hildebrandt, T.B., Flügger, M., Göritz, F., Schmitt, D.L. & West, G. (2009)** Guidelines for veterinary assistance during the reproductive process in female elephants. *Proc. Am. Assoc. Zoo Vet., Orlando, Florida, January, 2009*, 348-355.
- Schmidt, M.J. (1982)** Studies on Asian elephant reproduction at the Washington Park Zoo. *Zoo Biol.*, 1, 141-147.
- Schmidt, M.J. (1999)** Calving elephants (normal). In : Fowler, M.E. & Miller, R.E. (1999) *Zoo and wild animals medicine : Current therapy*. Saunders, Philadelphia, USA, 747p.
- Schmitt, D. (2001)** Elephant birth protocol [en ligne]. Riddle's Elephant and Wildlife Sanctuary, Greenbrier, Arkansas, 2001, 1-9 [consulté le 10/09/2019]. Disponible sur : www.yumpu.com/en/document/view/39936674/birth-protocol-elephant-care-international

Schmitt, D. (2006) Reproductive system. In : Fowler, M.E. & Mikota, S.K. (2006). Biology, medicine and surgery of elephants. Blackwell Publishing, Iowa, USA, 596p.

Schmitt, D., Bradford, J. & Hardy, D.A. (1996) Azaperone for standing sedation in Asian elephants (*Elephas maximus*). Proc. Am. Assoc. Zoo Vet., Puerto Vallarta, Mexico, 1996, 48-51.

Schmitt, D. & Hildebrandt, T.B. (1998) Manual collection and characterization of semen from Asian elephant (*Elephas maximus*). Anim. Reprod. Sci., 53(1-4), 309-314.

Sedgwick, C.J. (1993) Allometric scaling and emergency care : the importance of body size. In : Fowler, M.E. (1993) Zoo and wild animal medicine, 3rd edition. Saunders, Philadelphia, USA, 617p.

Sharma, R., Goossens, B., Heller, R., Rasteiro, R., Othman, N., Bruford, M.W. & Chikhi, L. (2018) Genetic analyses favour an ancient and natural origin of elephants on Borneo. Scientific Reports, 8(880), 1-10.

Sheldrick, D. (1990) Raising baby orphaned elephants. Swara 13(4), 13-17.

Short, R.V., Mann, T. & Hay, M.F. (1967) Male reproductive organs of the African Elephant, *Loxodonta africana*. J. Reprod. Fert., 13(3), 517-536.

Shoshani, A. (2006) Taxonomy, classification, history, and evolution of elephants. In : Fowler, M.E. & Mikota, S.K. (2006). Biology, medicine and surgery of elephants, Blackwell Publishing, Iowa, USA, 596p.

Somgird, C., Homkong, P., Sripiboon, S., Brown, J.L., Stout, T.A., Colenbrander, B., Mahasawangkul, S. & Thitaram, C. (2016) Potential of a gonadotropin-releasing hormone vaccine to suppress musth in captive male Asian elephants (*Elephas maximus*). Anim. Reprod. Sci., 164, 111-120.

Somgird, C., Sripiboon, S., Mahasawangkul, S., Boonprasert, K., Brown, J.L., Stout, T.A., Colenbrander, B. & Thitaram, C. (2016) Differential testosterone response to GnRH-induced LH release before and after musth in adult Asian elephant (*Elephas maximus*) bull. Theriogenology, 85(7), 1225-1232.

Sukumar (1989) The Asian elephant : ecology and management. Cambridge : Cambridge University Press.

Sukumar, R. (1994) Elephant days and nights : ten years with the Indian elephant. Oxford University Press, Delhi, India, 224p.

Sukumar, R. (2003) The living elephants : evolutionary ecology, behavior, and conservation. Oxford University Press, New York, USA, 478p.

Sukumar, R. (2011) The Story of Asia's Elephants. The Marg Foundation, Mumbai, India. 339p.

Tassy, P. (2018) La construction du temps paléontologique. In : Bouton, C. & Huneman, P. (2018) Temps de la nature, nature du temps. CNRS Editions, Paris, France, 267-290.

Thitaram, C., Pongsopawijit, P., Thongtip, N., Angkavanich, T., Chansittivej, S., Wongkalasin, W., Somgird, C., Suwankong, N., Prachsilpchai, W., Suchit, K., Clausen, B., Boonthong, P., Nimtrakul, K., Niponkit, C., Siritepsongklod, S., Roongsri, R. & Mahasavankul, S. (2006) Dystocia following prolonged retention of a dead fetus in an Asian elephant (*Elephas maximus*). *Theriogenology*, 66(5), 1284-1291.

Thongtip, N., Mahasawangkul, S., Thitaram, C., Pongsopavijitr, P., Kornkaewrat, K., Pinyopummin, A., Angkawanish, T., Jansittiwate, S., Rungsri, R., Boonprasert, K., Wongkalasin, W., Homkong, P., Dejchaisri, S., Wajjwalku, W. & Saikhun, K. (2009) Successful artificial insemination in the Asian elephant (*Elephas maximus*) using chilled and frozen-thawed semen. *Reprod. Biol. Endocrinol.*, 7(75), 1-8.

Thongtip, N., Saikhun, J., Mahasawangkul, S., Kornkaewrat, K., Pongsopavijitr, P., Songsasen, N. & Pinyopummin, A. (2008) Potential factors affecting semen quality in the asian elephant (*Elephas maximus*). *Reprod. Biol. Endocrinol.*, 6(9), 1-9.

Thouless, C.R., Dublin, H.T., Blanc, J.J., Skinner, D.P., Daniel, T.E., Taylor, R.D., Maisels, F., Frederick, H.L. & Bouché, P. (2016) African Elephant Status Report 2016 : an update from the African Elephant Database. IUCN, Gland, Switzerland, 44p.

Van der Kolk, J.H., Van Leeuwen, J.P., Van den Belt, A.J., Van Schaik, R.H. & Schaftenaar, W. (2008) Subclinical hypocalcaemia in captive Asian elephants (*Elephas maximus*). *Vet. Rec.*, 162(15), 475–479.

Wallach, J.D. & Boever, W.J. (1983) Perissodactyla (equids, tapirs, rhinos), proboscidae (elephants), and hippopotamidae (hippopotamus). In : Wallach, J.D. & Boever, W.J. (1983) *Diseases of Exotic Animals*. Saunders, Philadelphia, USA, 1159p.

Whitehouse, A.M. & Hall-Martin, A.J. (2000) Elephants in Addo Elephant National park, South Africa : reconstruction of the population's history. *Oryx*, 34(1), 46-55.

Williams, G.L., Gazal, O.S., Leshin,, L.S., Stanko, R.L. & Anderson, L.L. (2001) Physiological regulation of maternal behavior in heifers : roles of genital stimulation, intracerebral oxytocin release, and ovarian steroids. *Biol. Reprod.*, 65(1), 295–300.

Wittemyer, G., Rasmussen, H.B. & Douglas-Hamilton, I. (2006) Breeding phenology in relation to NDVI variability in free-ranging African elephant. *Ecography*, 30(1), 42–45.

Wittemyer, G., Ganswindt, A. & Hodges, K. (2007) The impact of ecological variability on the reproductive endocrinology of wild female African elephants. *Horm. Behav.*, 51(3), 346-354.

Yamamoto, Y., Yuto, N., Yamamoto, T., Kaewmanee, S., Shiina, O., Mouri, Y., Narushima, E., Katayanagi, M., Sugimura, K., Nagaoka, K., Watanabe, G. & Taya, K. (2012) Secretory pattern of inhibin during estrous cycle and pregnancy in African (*Loxodonta africana*) and Asian (*Elephas maximus*) elephants. *Zoo biol.*, 31(5), 511-522.

Yamamoto, Y., Yamamoto, T., Yuto, N., Hildebrandt, T.B., Lueders, I., Wibbelt, G., Shiina, O., Mouri, Y., Sugimura, K., Sakamoto, S., Kaewmanee, S., Nagaoka, K., Watanabe, G. & Taya, K. (2012) The secretory pattern and Source of Immunoreactive Prolactin in pregnant african (*Loxodonta africana*) and asian (*Elephas maximus*) elephants. J. Reprod. Devel., 58(1), 105-111.

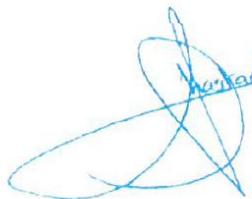
Yon, L., Kanchanapangka, S., Chaiyabutr, N., Meepan, S., Stanczyk, F.Z., Dahl, N. & Lasley, B. (2007) A longitudinal study of LH, gonadal and adrenal steroids in four intact Asian bull elephants (*Elephas maximus*) and one castrate African bull (*Loxodonta africana*) during musth and non-musth periods. Gen. Comp. Endocrinol., 151(3), 241-245.

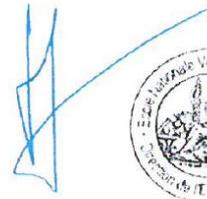
AGREMENT SCIENTIFIQUE
En vue de l'obtention du permis d'imprimer de la thèse de doctorat vétérinaire

Je soussignée, Sylvie CHASTANT, Enseignant-chercheur, de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse, directrice de thèse, certifie avoir examiné la thèse de Morgane MARTIN intitulée « Reproduction en captivité chez les éléphants d'Afrique et d'Asie : de l'accouplement au sevrage » et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.

Fait à Toulouse, le 28/09/2020
Enseignant-chercheur de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse
Professeure Sylvie CHASTANT

Yu :
Le Directeur de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse
M. Pierre SANS


École Nationale Vétérinaire de Toulouse
Reproduction
23 chemin des Capelles
31076 TOULOUSE cedex 03
France




Vu :
Le Président du jury
Professeur Jean PARINAUD

Vu et autorisation de l'impression :
Le Président de l'Université Paul Sabatier
M. Jean-Marc MROTO




Le Président de l'Université Paul Sabatier,
par délégation,
Président de la CFVU
Etienne ALARY


Mme Morgane MARTIN
a été admis(e) sur concours en : 2010
a obtenu son diplôme d'études fondamentales vétérinaires le : 04/07/2017
a validé son année d'approfondissement le : 18/07/2018
n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.



RESUME

Les populations mondiales d'éléphants d'Afrique et d'Asie sont en déclin. Cette disparition progressive des éléphants est multifactorielle, aussi bien liée à la destruction de l'habitat naturel qu'au braconnage. Des actions sont menées dans le milieu naturel afin de préserver les dernières populations d'éléphants.

La reproduction des éléphants en captivité semble être également une alternative intéressante pour faire perdurer l'espèce. Cependant, l'éléphant possède des caractéristiques uniques rendant la maîtrise de la reproduction difficile en captivité : il s'agit du plus gros mammifère terrestre, il possède la gestation la plus longue parmi les mammifères terrestres et son système social est complexe et très hiérarchisé. Bien que les naissances d'éléphanteaux en parcs zoologiques soient rares, elles ont contribué à améliorer les connaissances concernant la reproduction des éléphants depuis les années 1950.

L'auteur décrit dans cette ouvrage la situation actuelle des éléphants dans le monde, les cycles biologiques reproducteurs des éléphants mâles et femelles et enfin, il énumère les techniques de maîtrise de reproduction en captivité, de l'accouplement au sevrage de l'éléphanteau.

SUMMARY

African and Asian elephant numbers fell dramatically, due to habitat as well as to poaching. Organisations preserve the last elephant populations in wildlife.

The elephants breeding in captivity also seems to be an interesting alternative. However, the elephant has some characteristics that make captive breeding harder to control : he is the heaviest land mammal, he has the longest gestation period and his social structure is complex. Although elephant birth in zoos is rare, the successful births contributed to improving knowledge on breeding elephant since the 1950s.

In this book, the author describes the current situation of elephants in the world, the reproductive life cycles of male and female elephants, and at the end, he lists the techniques used to control captive breeding, from mating to weaning of calf.

MOTS-CLES

- | | | |
|-------------------------------|-----------------------------|---------------|
| - Éléphant d'Afrique | - Cycle sexuel | - Mise-bas |
| - Éléphant d'Asie | - Musth | - Avortement |
| - Menaces | - Saillie | - Sevrage |
| - Déclin des populations | - Insémination artificielle | - Allaitement |
| - Maîtrise de la reproduction | - Gestation | |